



DOCTORAT

**DE L'UNIVERSITE DE TOULOUSE,
délivré par l'Institut National Polytechnique de Toulouse**

**Ecole Doctorale : Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et
Bioingénieries (S.E.V.A.B.)**

Spécialité : Pathologie, Toxicologie, Génétique et Nutrition

Présentée à
L'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

le 29 Avril 2008
par

Fidiniaina Sahondra Vololona RAHARISON

**ETUDE ANATOMIQUE D'UNE ESPECE DE LEMURIEN
(*EULEMUR FULVUS*) : COUPES TOPOGRAPHIQUES ET
TOMODENSITOMETRIQUES DU THORAX, DE L'ABDOMEN ET DU
BASSIN. APPLICATION A LA PRATIQUE DE L'ECHOGRAPHIE DU
CŒUR ET DES REINS.**

Directeur de Thèse : Pr. Jean SAUTET

Devant le jury composé de :

Pr. Corine BAYOURTHE
Pr. Jean SAUTET
Pr. Olga RAMILJAONA
Pr. Thierry ROGER
Pr. Jesus RUBERTE
Pr. Herintsoa RAFATRO

Président du Jury
Directeur de Thèse
Co-encadrant
Rapporteur
Rapporteur
Membre

N° d'ordre :

Année : 2008

DOCTORAT

**DE L'UNIVERSITE DE TOULOUSE,
délivré par l'Institut National Polytechnique de Toulouse**

Ecole Doctorale : **Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et
Bioingénieries (S.E.V.A.B.)**
Spécialité : **Pathologie, Toxicologie, Génétique et Nutrition**

Présentée à
L'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

le 29 Avril 2008
par

Fidiniaina Sahondra Vololona RAHARISON

**ETUDE ANATOMIQUE D'UNE ESPECE DE LEMURIEN
(*EULEMUR FULVUS*) : COUPES TOPOGRAPHIQUES ET
TOMODENSITOMETRIQUES DU THORAX, DE L'ABDOMEN ET DU
BASSIN. APPLICATION A LA PRATIQUE DE L'ECHOGRAPHIE DU
CŒUR ET DES REINS.**

Directeur de Thèse : Pr. Jean SAUTET

Devant le jury composé de :

Pr. Corine BAYOURTHE
Pr. Jean SAUTET
Pr. Olga RAMILJAONA
Pr. Thierry ROGER
Pr. Jesus RUBERTE
Pr. Herintsoa RAFATRO

Président du Jury
Directeur de Thèse
Co-encadrant
Rapporteur
Rapporteur
Membre

Remerciements

A notre jury de thèse,

Madame Corine Bayourthe

*Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Toulouse
Zootechnie et Qualité des Produits Animaux*

*Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury.
Hommage respectueux.*

Monsieur Thierry Roger

*Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon
Directeur à la valorisation de l'ENVL*

*Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse.
Qu'il trouve ici l'expression de nos plus sincères remerciements.*

Monsieur Jesus Ruberte

*Professeur à la Facultat Veterinaria – Université Autonome de Barcelone
Département de Sanitati d'Anatomia Animals*

*Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse.
Qu'il trouve ici l'expression de nos plus sincères remerciements.*

Monsieur Herintsoa Rafatro,

*Professeur à la Faculté de Médecine – Université d'Antananarivo
Département d'Enseignement des Sciences et de Médecine Vétérinaires*

*Qui nous fait l'honneur de participer à ce jury de thèse
Qu'elle trouve ici l'expression de notre profonde gratitude.*

Madame Olga Ramilijaona Ravoahangimalala,

*Professeur à la Faculté des Sciences – Université d'Antananarivo
Département de la Biologie Animale*

*Qui nous fait l'honneur de participer à ce jury de thèse
Qu'elle trouve ici l'expression de notre profonde gratitude.*

Monsieur Jean Sautet,

*Professeur à l'Ecole nationale Vétérinaire de Toulouse, Directeur de thèse
U.P. Anatomie-Embryologie*

*Qui a assuré la direction de ce travail
Qui nous fait l'honneur de participer à ce jury de thèse
Qu'il trouve ici l'expression de notre profonde gratitude.*

A l'ensemble des membres du Service d'Anatomie-Embryologie de l'ENVT qui s'est montré particulièrement efficace :

- **Pr. Jean SAUTET** en tant que coordinateur et responsable des différentes formations, pour son aide précieuse, son accueil chaleureux et pour sa disponibilité de tous les instants, sur qui je peux compter.
- **Dr Giovanni MOGICATO** pour son aide technique surtout à l'imagerie médicale (un ami plus qu'un collègue),
- **M. Philippes BERTHAUT** pour son aide technique,
- **Mme Yvette GRAS** pour ses dessins magnifiques,
- **Mme Agnès MORGAVI** pour son travail de secrétariat et d'administration, ainsi que **Mme Pierrette Costes, Messieurs Roger Lasserre, Michel Dufis et Decio Salem.**

A l'équipe de la clinique SCANVETO de Toulouse (Dr Béatrice Lugardon, Dr Audrey Nicolle et Mme Brigitte Clavel) m'a beaucoup aidé pour la réalisation du scanner et de l'échographie des lémuriens.

Je tiens à remercier également :

- **Le Service de Coopération et d'Action Culturelle (Ambassade de France à Antananarivo)** qui m'a permis de continuer mes études,
- **L'EGIDE de Toulouse** (Gouvernement Français) qui a géré ma bourse et financé mes études et les papiers administratifs en France, avec une pensée particulière à Madame Bernadette Galy.
- **A Dr Marcel VERNES** qui m'a accueilli chaleureusement dans son domaine privé à MAZAMET, et m'a donné l'autorisation de manipuler ses lémuriens. Sans lui, mon sujet de thèse n'était pas réalisable !

Au Département d'Enseignement des Sciences et de Médecine Vétérinaires de la Faculté de Médecine - Université d'Antananarivo.

Au Département de la Biologie Animale de la Faculté des Sciences – Université d'Antananarivo avec une pensée particulière pour le Professeur Olga Ramilijaona.

Ainsi qu'à tous ceux qui m'ont donné l'autorisation d'expérimentation et aidé dans la réalisation de mon travail :

- les Ministères Malgaches : la Direction de la Santé Animale et du Phytosanitaire (Ministère de l'Agriculture, de l'Elevage et de la Pêche) et la Direction de la Préservation de la Biodiversité (Ministère de l'Environnement, des Eaux et Forêts)
- l'Institut Pasteur de Madagascar à Antananarivo
- le Parc Botanique et Zoologique de Tsimbazaza (Antananarivo)

A tous mes amis étrangers et français de Toulouse.

A mes amis malgaches en France.

En hommage à mon père qui restera toujours dans mon cœur.

A ma mère qui est toujours à mes côtés. En témoignage de ma profonde affection et de ma reconnaissance.

A mes deux frères Rivo et Rado, à mes belles sœurs, à mes petits neveux et nièces. Je vous adore et merci encore.

A mes deux très chers enfants Nirry et Kévin qui me manquent énormément. Je vous aime très fort. Merci de votre compréhension.

A toute ma famille, et à tous mes amis que je n'ai pas pu citer ici. Merci à vous.

A Dieu qui veille toujours sur moi, qui me protège et qui me bénit !



Eulemur fulvus



RESUME

L'objectif de notre étude est d'élaborer un document de référence mettant en relation l'anatomie, l'imagerie et la clinique du lémurien brun (*Eulemur fulvus*) et débouchant sur des mesures échographiques normales des reins et du cœur.

Les études anatomique et tomodensitométrique ont été effectuées sur deux lémuriens et l'étude échographique sous différents modes sur 16 animaux après anesthésie.

Les coupes anatomiques et tomodensitométriques nous ont permis de préciser la position et la conformation des organes *in situ*.

L'échographie Doppler a montré, pour le cœur, une vitesse aortique moyenne de 0,99 m/s et une vitesse pulmonaire de 0,95 m/s. Pour le rein, la vitesse sanguine est plus élevée chez le mâle. Enfin anatomiquement les reins du lémurien brun sont comparables à ceux du rat mais avec une papille allongée.

En conclusion, l'échographie est parfaitement envisageable cliniquement en parcs zoologiques. Des précisions d'ordre anatomique et topographique mériteraient d'être apportées par l'utilisation de l'IRM.

Mots clés: *Eulemur fulvus*, Anatomie, Echographie, Scanner, Vascularisation, Rein, Cœur, Doppler.

ABSTRACT

The objective of our study is to prepare a reference document connecting the anatomy, the imagery and the medical observations of the brown lemur (*Eulemur fulvus*) leading on to normal ultrasound measurements of the kidneys and heart. The anatomical and tomodensitometric studies were carried out on two lemurs and the ultrasound study under various modes on 16 animals after anaesthetising.

The anatomical and tomodensitometric sections enabled us to specify precisely the position and the structures of the organs *in situ*.

Doppler ultrasound showed, for the heart, an average aortic speed of 0,99 m/s and a pulmonary speed of 0,95 m/s. For the kidneys, blood speed is higher in the male. Finally anatomically the kidneys of the brown lemur are comparable with those of the rat but with a lengthened papilla.

In conclusion, ultrasound is quite feasible clinically in zoo. Precise details of an anatomical and topographic nature would benefit by the use of MRI (Magnetic Resonance Imaging).

Key words: *Eulemur fulvus*, Anatomy, Ultrasound, Scanner, Vascularisation, Kidney, Heart, Doppler.

SOMMAIRE

RESUME	6
SOMMAIRE	8
LISTE DES ILLUSTRATIONS	9
LISTE DES ABREVIATIONS	14
INTRODUCTION	16
 <u>CHAPITRE 1: SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	 18
I. LEMURIENS : PRÉSENTATION GÉNÉRALE	19
II. LEMURIENS : ANATOMIE GÉNÉRALE	29
III. IMAGERIE MÉDICALE	43
 <u>CHAPITRE 2: ÉTUDE EXPÉRIMENTALE</u>	 62
I. MATÉRIELS ET MÉTHODES	63
II. RESULTATS	73
II.A. Ostéologie	73
II.B. Résultats des dissections	87
II.C. Résultats des coupes anatomiques	106
II.D. Résultats des coupes tomodensitométriques (Scanner)	107
II.E. Résultats des échographies	220
 <u>CHAPITRE 3: DISCUSSION</u>	 238
I. DISCUSSION SUR LES MATÉRIELS ET MÉTHODES	239
II. DISCUSSION SUR LES RESULTATS	242
 CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	 251
 REFERENCES URL	 254
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	255
ANNEXES	273
TABLE DES MATIÈRES (PLAN DÉTAILLÉ)	313

LISTE DES ILLUSTRATIONS

Tableaux

	<u>Pages</u>
<u>Tableau 1</u> : Vitesse de propagation des ultrasons selon les tissus traversés.....	48
<u>Tableau 2</u> : Exemple de fréquence de sonde à utiliser par rapport au poids de l'animal.....	51
<u>Tableau 3</u> : Comparaison des différents modes Doppler.....	52
<u>Tableau 4</u> : Mesures échographiques et écho Doppler des reins gauche et droit d'Eulemur fulvus.....	222
<u>Tableau 5</u> : Mesures échocardiographiques en mode TM et examen en mode Doppler : Valeurs brutes chez les lémuriens bruns.....	230
<u>Tableau 6</u> : Mesures échocardiographiques en mode TM et examen en mode Doppler : Moyennes et écarts types correspondants	231
<u>Tableau 7</u> : Mesures échographiques des glandes surrénales.....	233

Figures

Pages

<u>Figure 1</u> : Carte de Madagascar montrant la répartition d'Eulemur fulvus.....	23
<u>Figure 2</u> : Analyse de mouvement du lémurien brun.....	31
<u>Figure 3</u> : Exemple d'un tube digestif de lémuriens.....	37
<u>Figure 4</u> : Principe du scanner appliquée à un lémurien.....	45
<u>Figure 5</u> : Squelette d'un lémurien brun.....	64
<u>Figure 6</u> : Radiographie d'un lémurien brun en incidence latéro-latérale.....	66
<u>Figure 7</u> : Scanner d'un lémurien brun.....	68
<u>Figure 8</u> : Tête osseuse d'Eulemur fulvus.....	75
<u>Figure 9</u> : Mandibule d'Eulemur fulvus.....	76
<u>Figure 10</u> : Vertèbres cervicales d'Eulemur fulvus.....	77
<u>Figure 11</u> : Vertèbres thoraciques et côtes d'Eulemur fulvus.....	78
<u>Figure 12</u> : Vertèbres lombaires d'Eulemur fulvus.....	79
<u>Figure 13</u> : Vertèbres sacrées d'Eulemur fulvus.....	79
<u>Figure 14</u> : Clavicule gauche d'Eulemur fulvus.....	80
<u>Figure 15</u> : Scapula gauche d'Eulemur fulvus.....	81
<u>Figure 16</u> : Humérus gauche d'Eulemur fulvus.....	82
<u>Figure 17</u> : Os de l'avant bras gauche d'Eulemur fulvus.....	83
<u>Figure 18</u> : Bassin d'Eulemur fulvus.....	84
<u>Figure 19</u> : Fémur gauche et genou d'Eulemur fulvus.....	85
<u>Figure 20</u> : Jambe gauche d'Eulemur fulvus.....	86
<u>Figure 21</u> : Appareil respiratoire d'Eulemur fulvus.....	89
<u>Figure 22</u> : Coupe longitudinale d'un rein gauche d'Eulemur fulvus.....	91
<u>Figure 23</u> : Cœur d'Eulemur fulvus, vue caudale.....	93
<u>Figure 24</u> : Cœur d'Eulemur fulvus, vue caudo-dorsale.....	94
<u>Figure 25</u> : Cœur d'Eulemur fulvus, ventro-crâniale.....	95
<u>Figure 26</u> : Cœur d'Eulemur fulvus.....	96
<u>Figure 27</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Plans superficiels avec le grand omentum en place.....	97
<u>Figure 28</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est récliné crânialement.....	98
<u>Figure 29</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est récliné crânialement, le caecum et le duodénum descendant sont réclinés du côté droit.....	99
<u>Figure 30</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est récliné crânialement, le caecum, le duodénum descendant et le jéjunum sont réclinés du côté droit.....	100
<u>Figure 31</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est retiré, le caecum, le duodénum descendant et le jéjunum sont réclinés du côté droit.....	101
<u>Figure 32</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est retiré, le caecum, le duodénum descendant et le jéjunum sont réclinés du côté droit.....	102

<u>Figure 33</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est retiré, toute la masse digestive est réclinée du côté droit.....	103
<u>Figure 34</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Tous les viscères digestifs ont été retirés, seul le foie est resté en place contre le diaphragme.....	104
<u>Figure 35</u> : Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Tous les viscères digestifs ont été retirés, afin de visualiser la face caudale du diaphragme.....	105
<u>Figure 36</u> : Coupes transversale n°1 du cou d'Eulemur fulvus passant par la 5 ^{ème} vertèbre cervicale. Vue caudale des coupes.....	109
<u>Figures 37-38</u> : Coupes transversale n°2 du cou d'Eulemur fulvus passant par la 6 ^{ème} vertèbre cervicale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	110
<u>Figures 39-40</u> : Coupes transversale n°3 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 7 ^{ème} vertèbre cervicale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	112
<u>Figures 41-42</u> : Coupes transversale n°4 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 2 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale de la coupe.....	114
<u>Figures 43 à 45</u> : Coupes transversale n°5 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 3 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	116
<u>Figures 46 à 48</u> : Coupes transversale n°6 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 4 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	119
<u>Figures 49 à 51</u> : Coupes transversale n°7 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 6 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	122
<u>Figures 52 à 54</u> : Coupes transversale n°8 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 8 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	125
<u>Figures 55 à 57</u> : Coupes transversale n°9 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 9 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	128
<u>Figures 58 à 60</u> : Coupes transversale n°10 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 10 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	131
<u>Figures 61 à 63</u> : Coupes transversale n°11 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 11 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	134
<u>Figures 64 à 66</u> : Coupes transversale n°12 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 12 ^{ème} vertèbre thoracique et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	137
<u>Figures 67 à 69</u> : Coupes transversale n°13 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 1 ^{ère} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	140
<u>Figures 70 à 72</u> : Coupes transversale n°14 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 1 ^{ère} et 2 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	143
<u>Figures 73 à 75</u> : Coupes transversale n°15 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 2 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	146
<u>Figures 76 à 78</u> : Coupes transversale n°16 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 3 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	149
<u>Figures 79 à 81</u> : Coupes transversale n°17 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 4 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	152

<u>Figures 82 à 84</u> : Coupes transversale n°18 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 4 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	155
<u>Figures 85 à 87</u> : Coupes transversale n°19 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 5 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	158
<u>Figures 88 à 90</u> : Coupes transversale n°20 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 6 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	161
<u>Figures 91 à 93</u> : Coupes transversale n°21 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 6 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	164
<u>Figure 94 à 96</u> : Coupes transversale n°22 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 7 ^{ème} vertèbre lombaire et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	167
<u>Figures 97 à 99</u> : Coupes transversale n°23 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1 ^{ère} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	170
<u>Figures 100 à 102</u> : Coupes transversale n°24 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1 ^{ère} et la 2 ^{ème} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes	173
<u>Figures 103 à 105</u> : Coupes transversale n°25 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2 ^{ème} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	176
<u>Figures 106 à 108</u> : Coupes transversale n°26 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2 ^{ème} et la 3 ^{ème} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes	179
<u>Figures 109 à 111</u> : Coupes transversale n°27 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 3 ^{ème} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes	182
<u>Figures 112 à 114</u> : Coupes transversale n°28 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1 ^{ère} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	185
<u>Figures 115 à 117</u> : Coupes transversale n°29 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2 ^{ème} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	188
<u>Figures 118 à 120</u> : Coupes transversale n°30 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 3 ^{ème} et la 4 ^{ème} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	191
<u>Figures 121 à 123</u> : Coupes transversale n°b1 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1 ^{ère} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	194
<u>Figures 124 à 126</u> : Coupes transversale n°b2 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant entre les 1 ^{ère} et 2 ^{ème} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	197
<u>Figures 127 à 129</u> : Coupes transversale n°b3 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 2 ^{ème} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	200
<u>Figures 130 à 132</u> : Coupes transversale n°b4 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 3 ^{ème} vertèbre sacrée et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	203
<u>Figures 133 à 135</u> : Coupes transversale n°b5 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1 ^{ère} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	206
<u>Figures 136 à 138</u> : Coupes transversale n°b6 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1 ^{ère} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	209
<u>Figures 139 à 141</u> : Coupes transversale n°b7 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 2 ^{ème} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	212

<u>Figures 142 à 144</u> : Coupes transversale n°b8 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 3 ^{ème} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	215
<u>Figures 145-146</u> : Coupes transversale n°b9 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 4 ^{ème} vertèbre caudale et les coupes scanners correspondantes. Vue caudale des coupes.....	218
<u>Figure 147</u> : Ultrasonographie d'un rein droit d'Eulemur fulvus en coupe transversale, mode 2D.....	220
<u>Figure 148</u> : Corrélation entre les surfaces rénales gauches et droites d'Eulemur fulvus par rapport au sexe....	221
<u>Figure 149</u> : Corrélation entre le poids corporel et la surface rénale d'Eulemur fulvus	223
<u>Figure 150</u> : Echo Doppler d'un rein droit d'Eulemur fulvus en coupe longitudinale.....	224
<u>Figure 151</u> : Vitesse du flux sanguin et diamètres des artères rénales chez Eulemur fulvus.....	225
<u>Figure 152</u> : Coupe longitudinale avec 5 cavités par voie parasternale droite d'Eulemur fulvus.....	226
<u>Figure 153</u> : Coupe petit axe transaortique par voie parasternale droite d'Eulemur fulvus.....	227
<u>Figure 154</u> : Flux mitral normal enregistré en mode Doppler pulsé par voie parasternale gauche chez Eulemur fulvus.....	228
<u>Figure 155</u> : Ejection mitrale en Doppler couleur chez Eulemur fulvus.....	229
<u>Figure 156</u> : Echographie des glandes surrénales d'Eulemur fulvus.....	232
<u>Figure 157</u> : Surfaces des glandes surrénales en fonction du poids chez Eulemur fulvus.....	233
<u>Figure 158</u> : Echographie de la rate d'Eulemur fulvus.....	234
<u>Figure 159</u> : Echographie de la vessie d'Eulemur fulvus.....	235
<u>Figure 160</u> : Echographie de la prostate d'Eulemur fulvus.....	236
<u>Figure 161</u> : Echographie du tube digestif d'Eulemur fulvus.....	237
<u>Figure 162</u> : Images reconstituées en 3D à partir des coupes sériées en IRM sur une tête humaine.....	253
<u>Figure 163</u> : Images reconstituées en 3D à partir des coupes sériées en scanner de tête d'Eulemur fulvus.....	253
<u>Figure 164</u> : Situation géographique des parcs et réserves naturelles de Madagascar (Annexe 2).....	276

LISTE DES ABREVIATIONS

(Par ordre alphabétique)

2D : Bidimensionnel,

3D : Tridimensionnel,

A : Artère,

A : Flux mitral correspondant au remplissage présystolique actif du ventricule gauche,

Aa : Artères,

AG : Atrium gauche,

ANGAP : Association National pour la Gestion des Aires Protégées,

Ao : Aorte,

BD : Bidimensionnel,

E : Flux mitral correspondant au remplissage protodiastolique passif du ventricule gauche,

F : Femelle,

FC : Fréquence cardiaque,

Fig. : Figure,

Figs. : Figures,

FR% : Fraction de raccourcissement,

IRM : Image par résonance magnétique

IUCN : Union Internationale pour la Conservation de la Nature

LCS : Liquide cérébro-spinal,

M : Mâle,

M : Muscle,

Mm : Muscles,

ONG : Organisme non gouvernemental,

PVDs : Epaisseur télésystolique de la paroi libre du ventricule droit,

PVG : Paroi libre ou postérieure du ventricule gauche,

PVGd : Epaisseur diastolique de la paroi libre du ventricule gauche,

PVGs : Epaisseur systolique de la paroi libre du ventricule gauche,

RD : Rein droit,

RG : Rein gauche,

SIV : Septum interventriculaire,
SIVd : Epaisseur diastolique du septum interventriculaire,
SIVs : Epaisseur systolique du septum interventriculaire,
Tab. : Tableau,
TDM : Tomodensitométrie
TM : Temps-Mouvement,
V : Veine,
VAo : Vitesse du flux aortique,
VDd : Diamètre interne télédiastolique du ventricule droit,
VDs : Diamètre interne télésystolique du ventricule droit,
VGd : Diamètre interne télédiastolique du ventricule gauche,
VGs : Diamètre interne télésystolique du ventricule gauche,
VTp : Vitesse du flux pulmonaire,
Vv : Veines,

INTRODUCTION

Il y a plus de deux siècles, en 1771, Commerson écrivait : « C'est à Madagascar que je puis annoncer aux naturalistes ce qu'est la véritable terre promise pour eux ». Malgré le désastre écologique, engendré par un contexte socio-économique inextricable, et la menace d'extinction de faune et de flore, Madagascar qui est la « forêt des lémuriens », essaie de conserver sa biodiversité. Les lémuriens sont parmi les animaux menacés d'extinction, ceux dont la survie est étroitement associée au milieu forestier. Il devient donc urgent de protéger les zones forestières malgaches. Les parcs zoologiques et les réserves naturelles permettent l'étude, la conservation et la reproduction en captivité ou en milieu naturel des espèces menacées. Les lémuriens sont des espèces strictement protégées quelque soit le type d'élevage, en milieu naturel ou en captivité.

Avec une cinquantaine de parcs et de réserves, la médecine vétérinaire des animaux sauvages est en pleine expansion.

Beaucoup de chercheurs malgaches et surtout étrangers ont fait des études sur les lémuriens. Cependant la bibliographie reste discrète sur les connaissances fondamentales telles que l'anatomie, les différentes structures des organes, la méthodologie pour les interprétations morphologiques, radiologiques, échographiques, etc.

Le sujet de cette thèse a été suggéré par le Département de Biologie Animale – Faculté des Sciences – Université d'Antananarivo, qui aide Madagascar dans la recherche scientifique, l'enseignement et la compréhension de la biologie de ce groupe zoologique classé comme vulnérable et en danger d'après le statut **IUCN** (Union Internationale pour la Conservation de la Nature), et concours à la conservation des lémuriens.

Notre présent travail d'investigation se situe donc au carrefour entre une discipline fondamentale, l'Anatomie et des disciplines cliniques, la Sémiologie et la Chirurgie.

La médecine vétérinaire en parc zoologique a beaucoup évoluée et développe l'utilisation de nouveaux examens complémentaires. L'apport du diagnostic ultrasonographique en médecine vétérinaire devient prépondérant et les renseignements obtenus grâce à cette technique ont été la source de très grands progrès. Actuellement l'échographie est devenue plus importante que la radiographie, elle peut apporter une aide précieuse au diagnostic mais elle exige sans doute une plus grande compétence de l'opérateur.

Parmi les quatre-vingt espèces de lémuriens présentes à Madagascar, nous avons choisi le lémurien brun (*Eulemur fulvus*) parce qu'il est le plus commun et le plus répandu sur l'île et qu'à notre connaissance, il n'existe pas de valeurs de référence échographiques dans cette espèce. L'échographie permet d'effectuer une étude chiffrée de l'épaisseur, de la surface et du diamètre des différentes structures d'organes tels que le rein et le cœur. L'examen en mode Doppler permet l'analyse précise des flux sanguins : leur vitesse, leur direction, leur caractère (turbulent ou laminaire) et leur durée. Il complète ainsi les informations fournies par l'échographie en modes BD et TM [31; 32].

L'échocardiographie est une technique particulièrement adaptée pour apprécier des modifications du cœur et des gros vaisseaux et pour évaluer les répercussions hémodynamiques des dysfonctionnements cardiaques [36; 55; 158].

Ce travail s'inscrit dans une démarche générale d'amélioration du suivi médical des lémuriens en captivité qui sont de plus en plus nombreux. Par extension il devrait aussi permettre un meilleur suivi des lémuriens vivant dans les réserves naturelles.

Plus précisément, il vise à apporter une pierre supplémentaire à l'édifice des connaissances sur les lémuriens dans le domaine de l'anatomie. Des bases anatomiques solides sont en effet un préalable incontournable à la mise en œuvre de techniques médicales aussi diverses que des prélèvements, des examens par imagerie médicale ou de la chirurgie.

Pour ce faire, notre travail débutera par une étude bibliographique portant sur la classification des lémuriens, l'anatomie générale et l'imagerie médicale chez les lémuriens. Un second chapitre présentera le matériel et les méthodes mis en œuvre pour réaliser cette étude et les résultats obtenus : dissections, coupes anatomiques, coupes tomodensitométriques, échographie du cœur, des reins et de quelques organes. Le troisième chapitre, consacré à la discussion de ces résultats, sera suivi par une mise en perspective du développement d'une imagerie en résonance magnétique (IRM) raisonnée à partir de l'étude anatomique.

CHAPITRE 1 :
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE



Eulemur fulvus fulvus

I. LEMURIENS : PRESENTATION GENERALE

Au début de l'ère tertiaire, après l'extinction des dinosaures, il y a environ 65 millions d'années, les primates se sont séparés en deux groupes : **les Simiens** qui représentent la branche primitive de l'homme et **les Prosimiens** dont les représentants modernes sont les lémuriens.

Un lémur est un primate de type prosimien sauvage qui se trouve seulement sur l'île de Madagascar et sur quelques îles des Comores [3; 39; 100; 106]. Le mot « Lémur » en latin signifie "fantôme" et nombreux sont les malgaches qui croient que les lémuriens sont des fantômes, présents parmi les hommes pour des raisons spirituelles.

Ces primates sont certainement arrivés sur des îlots de végétation flottante. A Madagascar, plus de cinquante formes différentes présentent une variété de pelages qui distinguent les différentes populations sur l'ensemble de l'île.

I.A. Classification :

On peut distinguer cinq grandes familles de lémuriens au sens large.

- **Les Cheirogaleides** comprennent les Microcèbes, les Cherogales et le petit lémurien à fourche. Nocturnes et discrets, frugivores, ils entrent en léthargie à la fin de l'été.
- **Les Mégaladapides** comprennent des Lépilémurs, groupe très homogène et strictement nocturne.
- **Les Lémurides** comprennent les Hapalémurs, les Lémurs (Catta, Brun, Macaco, Couronné, Ventre rouge, Mongoz, Vari).
- **Les Indriides** comprennent les Propithèques (De Verreaux, A Diadème, De Tattersall), les Indris qui sont les plus grands lémuriens et les Avahis (Laineux oriental, occidental) qui sont des folivores nocturnes.
- **Les Daubentonides** comprennent l'Aye-aye, découvert en 1956 qui fait aujourd'hui l'objet d'une protection particulière. Il se nourrit

d'insectes qu'il recueille dans le tronc des arbres grâce à son troisième doigt surdimensionné.

L'*Eulemur fulvus* qui fait l'objet de ce travail, appartient à la famille lémuridés (*Lemuridae*). Cette famille est classée de la manière suivante dans la taxonomie [57; 106; 155; 156] :

Les prosimiens dans l'ordre des Primates

Ordre : Primates

Sous-ordre : Prosimii/Strepsirrhini

Infra-ordre : Lemuriformes

Super-famille : Lemnoidae

Famille : Lemuridae

Sous-famille : Lemurinae

- Genre *Lemur*, avec une seule espèce :
 - *Lemur catta*, le Lémur catta à queue annelée
- Genre *Hapalemur* avec cinq espèces :
 - *Hapalemur aureus*, l'Hapalémur doré ou Lémur bambou doré, découvert en 1987
 - *Hapalemur griseus*, l'Hapalémur gris ou Petit Hapalémur ou Lémur bambou gris
 - *Hapalemur simus*, le Grand Hapalémur ou Hapalémur simien ou Grand Lémur bambou
 - *Hapalemur alaotrensis*
 - *Hapalemur meridionalis*
- Genre *Varecia* avec une seule espèce:
 - *Varecia variegata*, le Lémur à crinière, ou Lémur vari, ou Maki vari
 - *Varecia variegata variegata* — Maki vari noir et blanc
 - *Varecia variegata rubra* — Maki vari roux
 - *Varecia variegata editorum*
 - *Varecia variegata subcincta*
- Genre *Eulemur* avec cinq espèces:
 - *Eulemur coronatus*, le Lémur couronné

- *Eulemur fulvus*, le Lémur fauve ou brun
- *Eulemur macaco*, le Lémur noir
- *Eulemur mongoz*, le Lémur mangouste
- *Eulemur rubriventer*, le Lémur à ventre roux

La taxonomie des lémuriens en vie et sous-fossiles de Madagascar est contestable. Il y a très peu de fossiles disponibles. Il y a encore des espèces à découvrir. Il reste la question de savoir si tous les primates de Madagascar viennent d'un seul secteur, comme les données moléculaires actuelles l'indiquent [179], ou si les *cheirogaleidae* viennent d'un secteur différent et plus proche des *galagos* africains et des *loris* que les autres primates malgaches [153; 155].

Le Lémur brun (*Eulemur fulvus*) en particulier

Il existe six sous-espèces de lémurs bruns (*Eulemur fulvus*) distribuées dans le périmètre de Madagascar, et une sous-espèce aux Comores (*E.f. mayottensis*) sur l'île de Mayotte. Les sept sous-espèces, excepté le lémur brun commun (*Eulemur fulvus fulvus*), sont généralement différenciées par la couleur de la tête et de la joue du mâle. Le pelage des lémurs est assez dense, parfois laineux, il reste sombre chez les petites espèces mais est beaucoup plus varié chez les grandes. Le lémur à front roux (*Eulemur fulvus rufus*) est l'une des rares espèces de lémurien qui n'a des populations que sur l'est et la côte occidentale de Madagascar (<http://lemur.duke/animals/whatis.php>).

Notre travail s'intéresse au Genre *Eulemur fulvus* (*E.f.*) qui comprend lui-même six sous-espèces :

- *E. f. fulvus* (Lémur Brun)
- *E. f. rufus* (Lémur à Front Roux)
- *E. f. albifrons* (Lémur à Front Blanc)
- *E. f. sanfordi* (Lémur de Sanford)
- *E. f. albocollaris* (Lémur à Collier Blanc)
- *E. f. collaris* (Lémur à Collier Roux)

I.B. Situation géographique :

La forêt des lémuriens, l'île rouge, la 4^e plus grande île du monde, autant de synonymes pour qualifier Madagascar qui se situe dans l'océan Indien, à 400 km à l'est des côtes africaines, au niveau de la Tanzanie et du Mozambique. Madagascar a une superficie de 587 000 km² [156], soit la France, la Belgique et le Luxembourg réunis. Pour comprendre la géographie et le climat du pays, il faut le couper en trois morceaux dans le sens de la longueur, du nord au sud. Au milieu les Hautes Terres, qui tombent brutalement en falaise sur une mince bande de plaine côtière, à l'est ; et de l'autre côté, elle descend plus doucement vers les vastes plaines de la côte ouest bordant le canal du Mozambique.

Les lémuriens, animaux endémiques de Madagascar attirent beaucoup les touristes et présentent ainsi un double intérêt, zoologique et économique. Ces animaux sont hautement protégés, on les trouve dans tous les parcs et les réserves malgaches (cf. Annexe 2). La disparition d'une seule de ces espèces serait une perte grave pour la diversité génétique mondiale [39].

Le lémurien brun ou *Eulemur fulvus* vit dans l'est de Madagascar et dans tous les parcs nationaux et les réserves naturelles (Fig. 1). C'est l'espèce la plus répandue de l'île. Son poids moyen est de 2kg. La tête et le corps mesurent à peu près 35 à 40cm de long et la queue 40 à 45cm. Il a des yeux très brillants. Le mâle est gris fauve avec une tête noire alors que la femelle est plus claire. Leur nourriture est composée de feuilles, de jeunes pousses et de fruits.

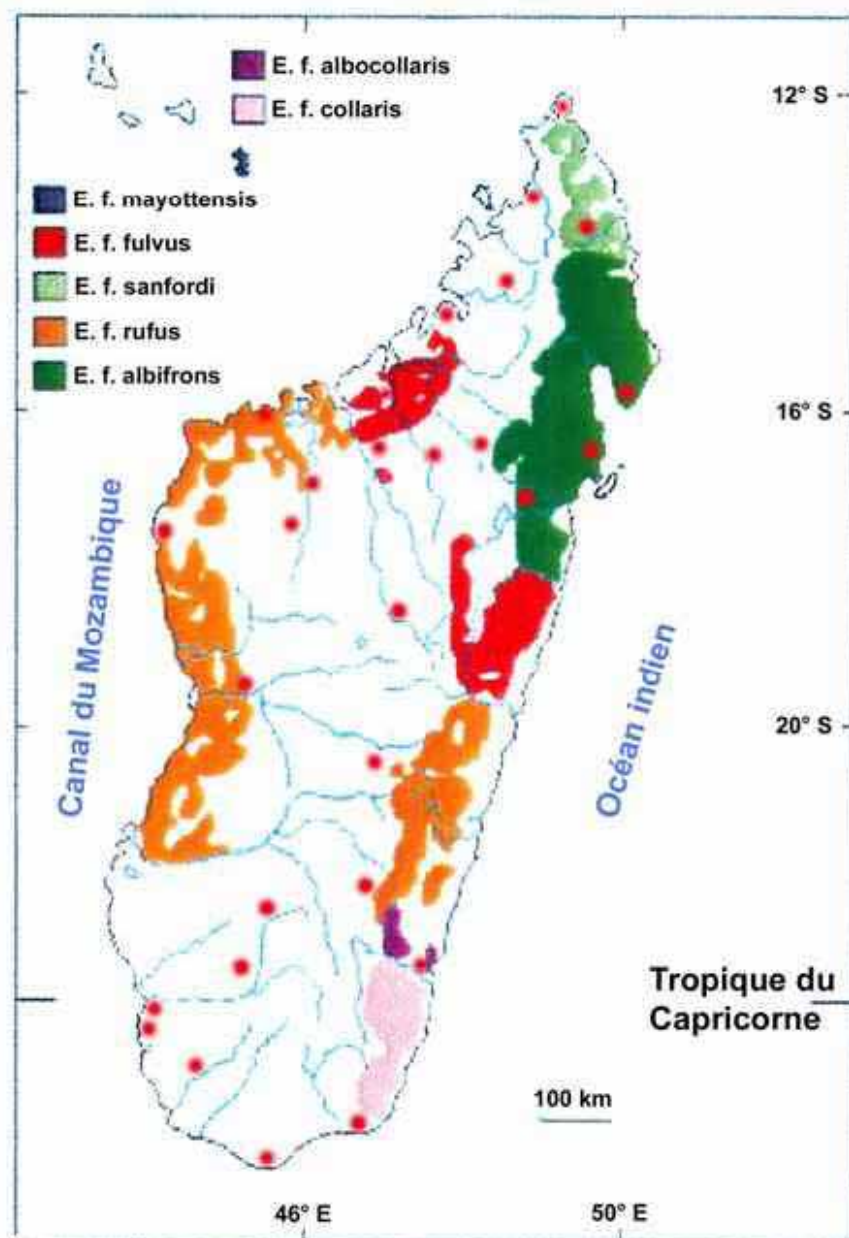


Figure 1 : Carte de Madagascar montrant la répartition d'*Eulemur fulvus*.

Mis à part les *fulvus*, voici les principales caractéristiques des espèces les plus connues et les plus répandues à Madagascar.

(http://crdp.ac-besancon.fr/ressourc/flore/A_LA_MANIERE_DE/monchaux/lemuriens/)

Lemur catta

Tête et corps : 45 cm

Queue : 55 cm

Poids : 2.4 à 3.7 kg

Ce lémurien vit dans le sud-ouest de Madagascar. Sa robe est de couleur grise, sa face est claire et sa queue est annelée. C'est peut-être le plus célèbre des lémuriens. Il est diurne mais peut parfois être actif la nuit. Il se trouve aussi bien au sol que dans les arbres. Sa nourriture est composée de fruits, de fleurs, de feuilles, d'écorces et d'herbe.

Lemur coronatus

Tête et corps : 40 à 45 cm

Queue : 40 à 45 cm

Poids : 1.8 à 2.2 kg

Ce lémurien vit au nord de Madagascar. Le mâle est brun au dessus, il est plus clair au dessous. Sa queue est brune et son museau blanc. Il possède un triangle noir sur la tête et ses joues sont rousses. La femelle est moins colorée. Il est surtout diurne et arboricole. Il se nourrit de fruits, de feuilles et de jeunes pousses.

Microcebus murinus

Tête et corps : 10 cm

Queue : 15 cm

Poids : 40 à 75 g

Ce lémurien vit dans les régions côtières de Madagascar. C'est le plus petit de tous les lémuriens. Il est gris brun au dessous et clair au dessus. Sa tête est ronde avec de grands yeux et un museau pointu. Il est nocturne et dort roulé en boule comme une balle. Il se réfugie dans les arbres et se nourrit de fruits, de feuilles, de fleurs ainsi que d'insectes.

Lemur macaco

Tête et corps : 35 à 40 cm

Queue : 40 à 45 cm

Poids : 2 kg

Ce lémurien vit dans le nord-ouest de Madagascar. Le mâle est noir, possède des touffes de poils des oreilles à la gorge. La femelle est de couleur brun roux, avec un museau plus sombre et des touffes de poils blancs de la gorge aux oreilles. Il se nourrit de feuilles, de jeunes pousses et de fruits.

Daubentonia madagascariensis

Nom commun : **Aye Aye**

Tête et corps : 36 à 44 cm

Queue : 50 à 60 cm

Poids : 2 kg

Autrefois ce lémurien était assez commun à Madagascar. Aujourd'hui, il est très rare et vit protégé dans des réserves. De couleur noire, il possède de grandes oreilles, de grands pieds et de grandes mains ainsi que des poils hirsutes. Il est nocturne. Il vit dans les arbres et au sol. Il se nourrit de jeunes pousses, de fruits, de larves d'insectes et d'œufs d'oiseaux. Il ne faut pas confondre cette espèce avec l'Aï ou paresseux, un mammifère d'Amérique du Sud qui se déplace peu et très lentement.

Propithecus verreauxi

Tête et corps : 50 cm

Queue : 55 cm

Poids : 5 à 6 kg

Ce lémurien vit au pourtour de Madagascar. C'est une espèce peu abondante. Il possède de petites oreilles. La tête, le dos et la queue sont blancs. Sa face est noire et le devant de ses membres thoraciques et pelviens sont bruns foncés à noirs. Il est diurne et vit dans les arbres et au sol où il se déplace curieusement, par sauts latéraux. Sa nourriture est composée de feuilles, de bourgeons de fleurs et de fruits.

Varecia variegata

Tête et corps : 60 cm

Queue : 60 cm

Poids : 4 à 5 kg

Ce lémurien vit dans le nord-est de Madagascar. La tête, le dessus des bras et les cuisses, les mains et les pieds sont noirs. Le reste de son pelage est blanc, sauf l'arrière-train et la queue

qui sont de couleur grise. Il possède des touffes de poils blancs des oreilles à la gorge. Il dort du crépuscule jusqu'au début de la matinée. Sa nourriture est composée de fruits, de feuilles et d'écorce.

I.C. Biologie des lémuriens

La durée de vie des lémuriens peut atteindre 50 ans avec des différences spécifiques relativement faibles. Par exemple, l'Indri, le plus grand lémurien vit entre 30 à 50 ans, les *sifaka* environ 20 ans, les lémuriens bruns 25 ans dans la nature et 20 ans en captivité (<http://lemur.duke/animals/whatis.php>).

I.C.1. Comportement général

Les types sociaux sont assez variés selon les espèces, mais on peut distinguer deux schémas [34] : la vie en groupe ou l'existence solitaire. En général, les lémuriens **solitaires** sont strictement nocturnes, et les grands lémuriens diurnes vivent en **groupes** familiaux.

Par ailleurs, les lémuriens n'ont pas tous le même comportement en regard du cycle nyctéméral [119; 120] :

- certaines espèces sont strictement nocturnes, comme les *Cheirogaleidae*, les *Lepilemur*, les *Avahi* et les *Aye Aye* ;
- d'autres espèces sont exclusivement crépusculaires, comme les *Hapalemur* ;
- enfin, il existe des espèces diurnes, comme les *Lemurinae*, les *Propithecus* et l'*Indri*. Il faut noter toutefois que les *Eulemur* présentent une activité nocturne non négligeable, variable selon la saison.

Les lémuriens diurnes (*Lemurinae*) utilisent de façon prédominante les signaux visuels et vocalisés ; les marquages odorants sont proportionnellement moins importants, mais restent néanmoins très utilisés.

Les *Eulemur fulvus* sont diurnes et ils vivent en groupe de taille 5 à 16 animaux indifféremment mâles et femelles mélangés. Il n'y a pas de hiérarchie de dominance évidente chez l'*Eulemur fulvus* [120; 125; 126].

I.C.2. Alimentation

On peut distinguer deux grands types de régime alimentaires [128] :

- Les lémuriens à régime peu spécialisé consomment des insectes, des fruits, et des écorces. Ce sont les *Cheirogaleidae*, ainsi que les *Daubentonia madagascariensis*.
- Les lémuriens à régime végétarien comportent deux groupes distincts : les folivores stricts (*Haplemur* et *Lepilemur*), et les frugivores folivores (*Eulemur*, *Lemur*, *Varecia*, *Indri*). Les folivores stricts consomment essentiellement des pousses de bambous, et se sédentarisent donc dans de petites zones forestières où ils peuvent trouver leur nourriture toute l'année. Les frugivores folivores se déplacent quant à eux sur de vastes territoires, à la recherche d'aliments plus diversifiés et variés selon les saisons (fruits saisonniers, jeunes pousses, etc.).

En milieu sauvage et suivant leur régime alimentaire, ils mangent en général des feuilles, des fruits, des fleurs, de l'écorce, de la sève, des invertébrés et même des fruits des plantations. Ils obtiennent l'eau en léchant des feuilles et en récupérant l'eau dans les trous d'arbre. Les lémuriens à front roux sont les sélectionneurs des fruits saisonniers.

En raison de leurs modes d'alimentation et de leurs systèmes sociaux basés sur des groupes importants adultes mâles et femelles, les lémuriens bruns sont facilement maintenus en captivité et prospèrent avec un régime à base de fruit.

Le régime alimentaire d'*Eulemur fulvus fulvus* est varié, il comprend des feuilles, des fleurs et des fruits. Dans certaines zones de l'Est de l'île, les animaux peuvent se nourrir dans des plantations de fleurs, de pins et d'eucalyptus.

I.C.3. Reproduction

A Madagascar, Les *Eulemur fulvus* s'accouplent au mois de mai et/ou juin, et la saison de naissance est aux mois de septembre/octobre avec une seule nichée. L'intervalle entre naissances est de un an. Les jeunes sont sevrés entre 4 et 5 mois. La maturité sexuelle est un peu tardive, entre 2 à 4 ans.

Les lémuriens se reproduisent facilement en captivité. A titre d'exemples, le laboratoire de Brunoy – France (UMR CNRS - MNHN 5176) fait un élevage en captivité de microcèbes (à peu près 400 animaux), pour la recherche sur les problèmes de vieillissement chez l'homme et les maladies du vieillissement ; le Zoo de Vincennes élève quelques espèces de lémuriens malgaches pour la conservation et la reproduction ; le Centre de Primatologie (Université Louis Pasteur de Strasbourg I) en élève pour les études comportementales à court, moyen et long terme ; Duke University aux Etats-Unis le fait pour la maintenance et la production d'espèces servant la recherche scientifique et devant être protégées dans leur milieu naturel. Tous ces élevages qui reproduisent des lémuriens, le font à double titre : conservation des lémuriens malgaches en voie de disparition et recherche.

Après la reproduction d'espèces menacées dans des centres hors de Madagascar, actuellement ces organismes commencent à réintroduire la descendance dans leur milieu naturel d'origine (par exemple, le Duke University aux Etats-Unis a réintroduit une espèce à Manombo à Madagascar, Hannover l'a fait à Betampona et le Zoo de Vincennes à Katsepy).

II. LEMURIENS : ANATOMIE GENERALE

Les études sur les lémuriens font appel à plusieurs disciplines (physiologie, biomécanique, anatomie, etc.) mais de façon anecdotique. L'essentiel des travaux porte sur le comportement dont la connaissance a des retombées pratiques directes en matière d'agriculture et donc aussi en matière de conservation et de multiplication des prosimiens.

Peu de travaux ont porté sur l'anatomie. Il s'agit pourtant de la base indispensable à la plupart des recherches dans le domaine biologique. Nous allons présenter les principaux travaux touchant à l'anatomie des lémuriens en suivant le plan classique : appareil locomoteur, splanchnologie, système cardio-vasculaire, système nerveux.

II.A. APPAREIL LOCOMOTEUR

Chez les mammifères, la masse corporelle est un facteur déterminant sur la posture, les angulations entre les segments osseux et la masse musculaire nécessaire à mobiliser ces segments [129]. En conséquence, les grands animaux demandent relativement moins de force musculaire pour se maintenir droit que les petits animaux [16; 17; 18; 19]. Les primates n'échappent pas à la règle, plus ils sont lourds et plus ils ont tendance à aligner leurs segments appendiculaires pour maintenir leurs articulations en position étendue [16; 17; 105]. A poids égal, les primates qui font travailler le plus leurs muscles extenseurs, soulagent leurs articulations et leur squelette de contraintes trop élevées par réduction des moments des forces exercées sur les os [129]. Cet auteur suggère par contre que l'adaptation à la vie arboricole infléchit cette loi générale et que de ce fait l'augmentation de la masse corporelle influe peu sur la posture de l'appareil musculo-squelettique en milieu arboricole.

Chez les Mammifères, si on ramène la longueur des os à la masse corporelle, ce sont les Primates qui ont les os des membres les plus longs. Pour se déplacer, ce sont eux qui effectuent également les pas les plus longs, qui effectuent les mouvements les plus étendus dans la protraction pour le membre thoracique et dans la rétraction pour le membre pelvien [91; 92; 93; 94; 95; 133].

Les caractères marquant l'appareil locomoteur des Primates peuvent être résumés comme suit (d'après : <http://www.inrp.fr/Acces/biotic/evolut/homme/html/defprim.htm>) :

- membres de structure primitive à 5 doigts
- mains partiellement préhensiles
- pieds préhensiles (sauf homme)
- pouce opposable
- ongles plats (au lieu de griffes)
- coussinets tactiles ridés au bout des doigts (dermatoglyphes)
- calcanéum allongé dans sa partie distale
- face réduite
- orbites de grande taille
- orbites convergentes (vers l'avant) et présence d'une barre post-orbitaire (jonction des os frontal et zygomatique)
- verticalisation du corps
- dominance des membres postérieurs (centre de gravité près de la ceinture pelvienne)
- clavicule conservée
- denture complète (3 types de dents), modérément réduite

II.A.1. Ostéologie

On ne trouve pas dans la littérature de présentations de squelette de toutes les espèces de lémuriens.

Dans ce paragraphe nous parlerons surtout de deux espèces étroitement liées, du genre lémur, le lémur *catta* et le lémur *fulvus*. En effet, ces deux lémuriens les plus représentés à Madagascar, ont naturellement fait l'objet du plus grand nombre d'études, portant surtout sur l'anatomie des membres et de l'appareil digestif.

- Squelette appendiculaire

Des études ont été réalisées sur la comparaison de ces deux espèces. Le lémur *catta* se trouve habituellement dans les parties les plus basses de la forêt et il utilise le sol pour se déplacer plus de 65% du temps. A l'inverse, le lémur *fulvus* utilise la partie supérieure de la forêt pour se déplacer, seulement 2% de ses déplacements se font par terre [170]. Ces auteurs disent que

la comparaison de l'anatomie musculo-squelettique des membres de ces deux espèces a révélé des différences statistiquement significatives entre les longueurs des os longs et la taille du talus.

Le lémur *fulvus* est généralement considéré comme un quadrupède arborescent, il se déplace horizontalement. Le lémur *catta*, par contre, est désigné indifféremment comme quadrupède arborescent et terrestre, accrocheur et sauteur vertical [112].

Robert et Davidson [135] signalent que le lémur *catta* possède la scapula la plus étroite dans le genre.

Schmidt M [143] a fait une étude sur la cinématique du membre pelvien à quatre pattes (quadrupède) chez les microcèbes (petits lémuriens), les lémuriens bruns, et les singes en utilisant la cinéradiographie [144]. Il a remarqué la position horizontale de la cuisse à la réception et de la jambe à l'impulsion. La position verticale de la jambe, mesurée au début de l'impulsion et de la cuisse à l'impulsion contribuent à conserver une hauteur constante à l'articulation de la hanche (ou « pivot proximal ») (Fig. 2). La longueur et la taille du « pivot » augmentent proportionnellement avec la longueur du membre pelvien, par contre les proportions à l'intérieur du membre pelvien demeurent assez constantes.

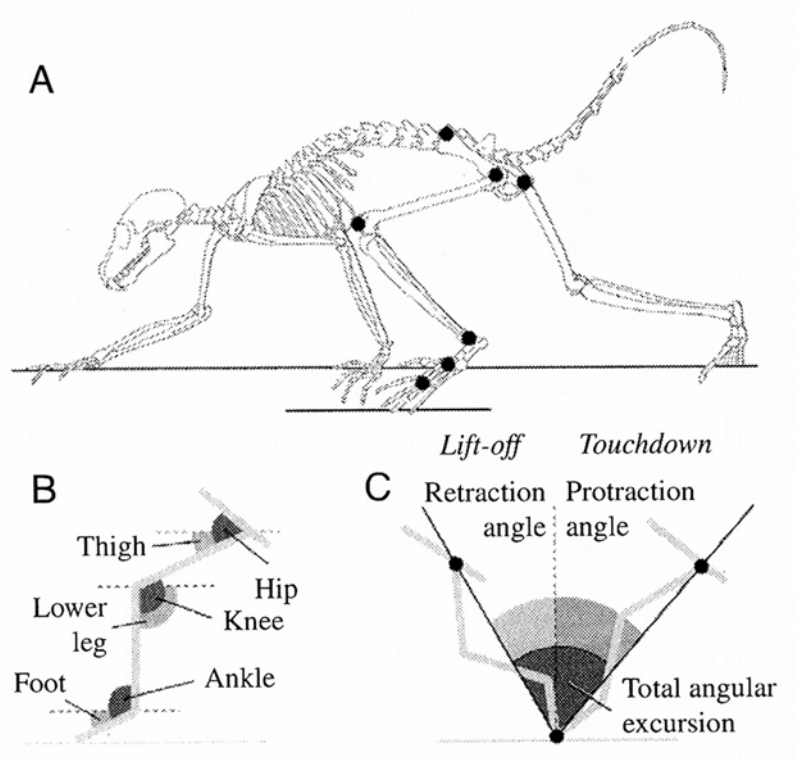


Figure 2 : Analyse de mouvement du lémurien brun. **A :** Points de repère sur un membre pelvien, **B :** Calcul d'angles entre les segments, **C :** calcul d'angles faits par le membre pelvien en mouvement (Schmidt M., 2005).

Decker et Szalay [35] notent des différences entre les deux espèces (*catta* et *fulvus*) au niveau du contact calcanéo-naviculaire, la taille du talus et le degré d'extension de la lèvre latérale du sillon fibulaire sur la face plantaire du cuboïde.

Une analyse morphométrique étendue des dimensions squelettiques de prosimiens faite par Oxnard [121] suggère que le lémur *catta* est différent des autres lémuriens par les proportions de ses membres. Finalement, Hill [65] a signalé que la surface plantaire du pied des deux espèces est nettement différente. La peau plantaire du lémur *catta* se prolonge proximale au dessus de tubercule du calcanéus. Le lémur *fulvus* a une forme habituelle de prosimien avec la partie proximale du calcanéus couverte de poils.

L'humérus et l'avant-bras relativement longs, caractéristiques des primates, sont efficacement convertis dans la marche pour allonger le pas. Des asymétries observées dans le comportement métrique et cinématique des membres thoraciques gauche et droit sont provoquées par une incurvation latérale asymétrique de la colonne vertébrale [144].

Plusieurs publications [74; 75; 76; 102] portent sur le classement de nouvelles espèces de lémuriens en voie de disparition récemment découvertes, sur la base de critères morphologiques squelettiques comme la courbure des phalanges ou la formes des dents. Ainsi, les lémuriens à phalanges recourbées font partie des Mammifères les mieux armés pour se suspendre que l'évolution ait pu reproduire [150; 151].

L'architecture même du bassin des prosimiens est l'objet d'un regain d'intérêts depuis les récentes découvertes archéologiques faites en Birmanie [101].

Les interprétations récentes à partir des phalanges sont abondantes et permettent de réexaminer les questions relatives à l'utilisation, à la position et au comportement des membres (mains et pieds) qui sont en contact direct avec l'environnement. Les forces qui s'exercent entre l'animal et l'environnement physique, déterminent la biomécanique des mains et des pieds. La forme des phalanges pourrait être juste le reflet des tensions habituelles supportées et constituées et une réponse adaptative [53; 54].

Ainsi, Jungers et al. [75] ont fait une étude sur la courbure des phalanges en fonction du comportement chez les espèces en voie de disparition (Primates et *Palaeopropithecidae*). Ils ont constaté que la courbure des phalanges proximales des mains et des pieds des primates est en relation avec les forces exercées sur elles, forces qui dépendent directement de l'habitat et donc des fonctions assurées par les autopodes.

- Squelette axial

La tête est allongée ou globuleuse, pourvue d'un museau ; les oreilles sont le plus souvent pointues et les yeux, grands, regardent plutôt en avant [56].

Le squelette céphalique : le crâne et la face des lémuriens sont allongés. La voûte crânienne est habituellement dépourvue de crête sagittale. Les orbites sont grandes et limitées en arrière par un arc osseux complet. L'orbite communique largement avec la fosse temporale. L'os lacrymal est bien développé chez les lémuriens sauf chez les *Lorisidae*. Faiblement divergentes, les deux moitiés de la mandibule ne sont pas soudées l'une à l'autre [56].

La colonne vertébrale est construite suivant le type quadrupède, avec des vertèbres lombaires allongées et les processus épineux dorso-lombaires orientés vers une vertèbre anticlinale [56].

Des études ont été faites aussi par Shapiro et al. [146] sur l'analyse morphométrique des vertèbres lombaires de prosimiens malgaches, en voie de disparition. Elles ont porté sur 156 vertèbres lombaires de *Pachylemur*, *Archaeolemur*, *Megaladapis*, *Mesopropithecus*, *Babakotia*, et *Palaeopropithecus* (11 espèces en tout). Ces espèces ont été comparées aux 26 espèces de *strepsirrhines* et de *haplorhines* existants. *Palaeopropithecus* a des processus épineux nettement plus courts et des lames plus larges que les autres. Les processus épineux des vertèbres lombaires, modérément réduits chez le *Babakotia*, le *Mesopropithecus*, et le *Megaladapis* sont convergents avec ceux des *lorisids* et du *Pongo*, mais montrent une adaptation moins spécialisée que celle de *Palaeopropithecus*. Les espèces *Archaeolemur* et *Pachylemur* ont les mêmes processus épineux relativement arrondis et la même orientation des processus transverses, les corps vertébraux sont relativement courts, la locomotion quadrupède caractérisée par l'agilité est réduite. Toutes les espèces de sous-fossile montrent des adaptations soulignant la stabilité spinale des vertèbres lombaires (par exemple, corps vertébraux relativement courts, et processus transverses orientés ventralement). Les reconstitutions de la posture comportementale des lémurs sous-fossile basées sur l'analyse des vertèbres lombaires sont en grande partie confortées par d'autres analyses du squelette post-crânien [146].

Le thorax est moins comprimé latéro-latéralement que chez les Mammifères quadrupèdes proprement dits. Son élargissement se manifeste surtout chez les formes comme les *Indridae*, où le membre thoracique tend à se dégager de la locomotion quadrupède. Le sternum s'élargit corrélativement [56].

II.A.2. Arthrologie

A notre connaissance, il existe très peu de références bibliographiques consacrées aux articulations des lémuriens, leur anatomie, leur pathologie. Les articulations des membres sont étudiées par quelques auteurs. On trouve quelques articles sur les mouvements articulaires.

Des mouvements articulaires de la ceinture et du membre thoraciques pendant la marche quadrupédale chez le lémurien brun (*Eulemur fulvus*) ont été analysés en utilisant la cinéradiographie (150 images/sec). Les paramètres de la démarche, la cinématique du membre thoracique, et la coordination au sein même du membre sont décrits par Schmidt M et Fischer MS [144]. Le calcul de la contribution des déplacements des segments dans la propulsion prouve que la rétroversion scapulaire autour d'un axe virtuel situé près du bord vertébral provoque plus de 60% de propulsion. La contribution globale par articulation est estimée à 30% pour l'épaule, 5% pour l'articulation du coude, et 1% pour l'articulation du poignet. Seuls les mouvements angulaires de l'articulation du coude dépendent de la vitesse. Les mouvements de toutes les autres articulations et segments du membre thoracique sont indépendants de la vitesse et influencent surtout des paramètres linéaires de marche (longueur de pas, posture). Les mouvements les plus importants sur le plan fonctionnel sont ceux de la scapula. Ces mouvements scapulaires se composent d'ante-/rétroversion, d'adduction/abduction, et de rotation autour de l'axe longitudinal. La rotation interne de la scapula (60-70 degrés), ainsi que la flexion de l'articulation de l'épaule, provoquent l'abduction de l'humérus, qui n'est pas assurée de la même façon chez l'homme. Les mouvements de l'articulation de l'épaule sont limités à la flexion et à l'extension. A la réception, l'articulation de l'épaule du lémurien brun est plus étendue que celle des autres petits mammifères. Les asymétries de mouvements observées entre les côtés droit et gauche sont dues à une courbure latérale de la colonne vertébrale.

Les articulations du carpe des *lemur catta* ont été comparées à celles d'autres primates non humains par Lewis OJ [98] afin de tenter de mieux comprendre l'évolution adaptative du carpe chez l'homme.

Le Minor JM [97], s'est intéressé au ménisque latéral du genou des primates et plus particulièrement à la signification phylogénétique des zones d'ossifications intraméniscales des prosimiens, retrouvées à titre anecdotiques chez l'homme et chez les autres primates.

L'articulation interphalangienne du pouce a été décrite par Shrewsbury M [147] chez les primates non humains. La description des insertions et de la configuration du ligament oblique du pouce, chez certains primates non humains, rappelle la disposition rencontrée chez l'homme. L'origine phylogénétique de ce ligament est discutée [148]. Chez les primates non humains, la poulie annulaire proximale et les tendons fléchisseurs du pouce sont présents comme chez l'homme [147; 148].

II.A.3. Myologie

A notre connaissance, on ne trouve pas de présentation complète de la myologie de toutes les espèces de lémuriens. La musculature des lémuriens rappelle beaucoup, par sa disposition générale, celle des Mammifères quadrupèdes [56; 72].

Le platysma va en arrière jusqu'au milieu de la nuque et au dessous de lui s'étend un muscle sphincter colli. Le muscle digastrique cervical n'a qu'un seul ventre musculaire. Le grand pectoral n'a pas de faisceau claviculaire. Le muscle dorso-épitrochléen est présent [56].

Seules des études ponctuelles ont été menées sur certains muscles dans le but d'établir des corrélations entre la morphologie et le rôle. Ce sont essentiellement les muscles du membre pelvien qui ont intéressé les auteurs dans plusieurs espèces de lémuriens : *E. catta*, *E. fulvus* [75; 76; 170], ainsi que les phalanges [53; 54; 75; 150; 151].

La structure et la fonction du quadriceps fémoral chez les lémurs *fulvus* malgaches sont étudiées par Jungers et al [76]. C'est une analyse basée sur l'électromyographie télémetrée pendant la marche, au galop, et pendant le saut [145]. Le muscle vaste latéral du quadriceps fémoral a un rôle déterminant pendant le saut. Le vaste intermédiaire est moins actif pendant le saut. L'existence d'une « patelle fibrocartilagineuse » dans le tendon du vaste intermédiaire est vraisemblablement à rattacher aux forces de compression produites par le tendon pendant la phase d'hyperflexion complète au moment du saut.

Chez le lémur *catta*, la masse musculaire des muscles fléchisseurs de la jambe (biceps fémoral et les autres ischio-jambiers) est plus grande que chez le lémur *fulvus*. La masse des muscles extenseurs du tarse est équivalente pour les deux espèces [170]. Leurs données suggèrent que

chez le *fulvus*, le développement des muscles jambiers est associé à la mobilité des pieds et à la préhensilité. Réciproquement, les muscles liés à la flexion plantaire chez le *catta* représentent la composante dominante des muscles de la jambe. Ces différences sont en relation avec l'habitat [150; 151] : le lémur *catta* se déplace surtout au sol tandis que le *fulvus* est plus habile dans les arbres.

II.B. SPLANCHNOLOGIE

I.B.1. Appareil digestif

Dans la littérature, l'appareil gastro-intestinal des prosimiens a été déjà décrit par Hill en 1953 [65]. Ces travaux concernent les galagos et quelques espèces de lémurien mais cependant, peu de descriptions précises sont disponibles.

La structure générale de l'appareil gastro-intestinal prosimien comprend un estomac simple, un intestin grêle modérément long, un cæcum, et un colon de longueur diverse [162]. Les deux espèces, *Lemur catta* et *Propithecus coquereli*, possèdent un estomac simple, assez grand et bien vascularisé comme le cæcum. La longueur totale de l'intestin par rapport à la longueur du corps est comparable pour ces deux espèces [26].

Actuellement, on ne trouve que quelques représentations succinctes de l'appareil gastro-intestinal chez cinq espèces de lémurien en captivité : *Propithecus tattersalli*, *Propithecus verreauxi*, *Varecia variegata*, *Hapalemur griseus*, et *Lemur catta* [26]. L'objectif de cette étude était de définir les similitudes et les différences morphologiques de l'appareil digestif dans ces espèces de lémurien (Fig. 3). Des mesures de l'appareil gastro-intestinal ont été faites à l'autopsie. Ils ont obtenu des résultats préliminaires qui suggèrent des différences interspécifiques dans la morphologie gastro-intestinale coïncidant avec des différences de régimes alimentaires. Les différentes sacculations dans le cæcum ou le colon étaient présentes pour le *Hapalemur griseus*, le *Lemur catta*, le *Propithecus verreauxi*, et le *Propithecus tattersalli*, mais absents chez le *Varecia variegata*. Les espèces comme *Propithecus* ont un tractus gastro-intestinal beaucoup plus long proportionnellement à la longueur du corps que les trois autres espèces. Un cæcum court, émoussé et raccourci, et un colon sacculé étaient

caractéristiques de *H. griseus*. Ces différences sont en relation avec un décalage diététique. Ils avancent également que les groupes en captivité ont l'avantage d'améliorer leur régime alimentaire et donc de modifier la morphologie de leur tube digestif.

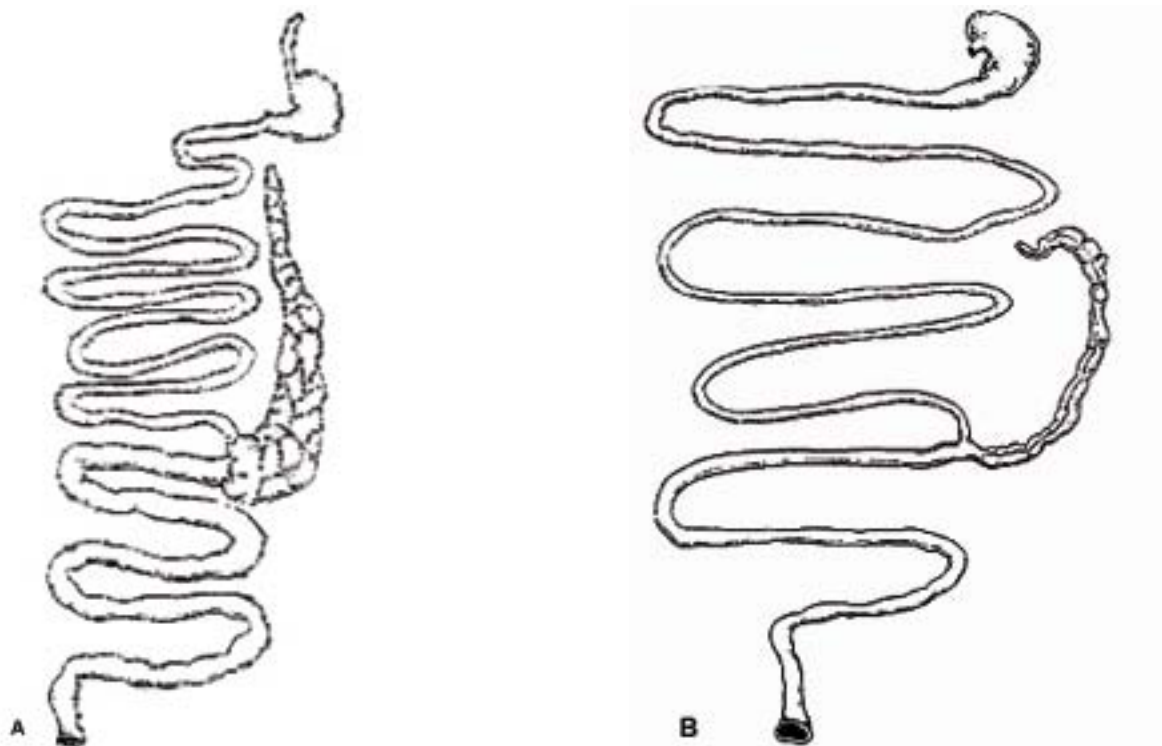


Figure 3 : Exemple d'un tube digestif. **A** : Chez le lemur catta, **B** : chez le lemur varecia (Campbell JL et al. ;2000).

Le colon pour la plupart des espèces est caractérisé par une forme en U, mais le colon ascendant s'allonge dans plusieurs espèces, chez l'Indri il est beaucoup plus développé et présente une disposition en spirale [56]. Les différences morphologiques de l'appareil gastro-intestinal de ces espèces sont cependant minimes ; l'alimentation et l'écologie ont un rôle prépondérant dans l'établissement de ces différences [26; 27].

Le cæcum, toujours présent, en forme de doigt de gant plus ou moins recourbé, assez court, peut s'allonger (*Lorisidae*) et atteint des dimensions énormes chez l'Indri (supérieur à 1,25m). Il n'existe jamais d'appendice vermiforme prépondérant.

Le foie est divisé en cinq lobes bien marqués. Le lobe caudé est toujours particulièrement bien individualisé [56].

Le pharynx des lémuriens, carrefour des voies digestives et respiratoires, d'après Kollmann PM et Papin L [85], est divisé, comme chez les autres mammifères en deux régions : le nasopharynx et l'oro-pharynx séparées, par le rétrécissement de l'isthme naso-pharyngien situé devant l'ouverture du larynx. Le bord de l'épiglotte coïncide avec le bord libre du voile du palais. Il en résulte que les cavités nasales sont pratiquement dans le prolongement des voies aériennes.

Chez les *lemuridae*, le voile de palais est moins développé que chez les autres espèces.

II.B.2. Appareil respiratoire

L'anatomie des cavités nasales et leurs dépendances répond au schéma général des autres mammifères. Kollmann PM et Papin L [86] ont précisé la forme et la topographie des cornets nasaux, des volutes de l'ethmoïde, et des sinus paranasaux chez une vingtaine d'espèces de lémuriens. Les *Lemuridae* présentent la particularité de ne pas posséder de communication entre les sinus frontal et maxillaire.

La bibliographie relative au larynx (conduit aérien et principal organe de phonation) des lémuriens est très pauvre. D'après Kollmann PM et Papin L [85], l'épiglotte est fort développée chez les lémuriens et pénètre profondément dans le larynx ; elle s'étend fort loin en arrière (chez le *lemur catta*, existence d'un véritable tubercule épiglottique).

Le cartilage de Wrisberg, sorte de nodule isolé du bord libre de l'épiglotte dans le pli ary-épiglottique, n'existe plus chez les lémuriens. Le repli ary-épiglottique latéral s'est modifié en ary-thyroïdien. Le muscle thyro-arythyroïdien est divisé en deux faisceaux, l'un dorsal (muscle thyro-arythyroïdien supérieur), l'autre ventral (muscle thyro-arythyroïdien inférieur) comme chez les Ongulés et les Rongeurs. Les ventricules latéraux sont nettement marqués. Le muscle thyro-arythyroïdien ventral est contenu partiellement dans la corde vocale. Le Lémur *Varius* et l'Indri possèdent un sac laryngo-trachéal impair, placé entre la trachée et l'œsophage. Le rôle de ce sac reste obscur.

Les anneaux trachéaux sont fermés dorsalement chez les *lemuridae* et les *indridae*, incomplets et irréguliers dans les autres espèces [56].

Les poumons sont toujours lobés, avec trois lobes à gauche, et quatre à droite dont le lobe accessoire du poumon droit ou lobe azygos.

II.B.3. Appareil urinaire

Très peu de choses existent dans la bibliographie au sujet de l'anatomie de l'appareil urinaire. Selon les espèces, les reins sont au même niveau ou bien décalés et dans ce cas, contrairement aux primates supérieurs, le rein gauche est plus caudal que le rein droit. L'examen de la coupe longitudinale montre une seule papille rénale [56]. Des hyperostoses périarticulaires consécutives à des maladies rénales (glomérulonéphrites ou néphrites interstitielles chroniques) ont été signalées chez l'*Eulemur macaco*. Cette pathologie rénale semble présenter une forte composante héréditaire [73].

II.B.4. Appareil génital

L'appareil génital a été un peu plus étudié en raison de l'intérêt que présente la reproduction de ces espèces pour la sauvegarde de la biodiversité. Les données anatomiques sont cependant claires.

- Appareil génital mâle

Les lémuriniens sont exorchides permanents sauf les *Lorisidae* dont les testicules remontent dans l'abdomen en dehors des périodes d'activité sexuelle. C'est peut être le cas chez d'autres groupes. Hormis cette exception, les testicules qui sont donc normalement extra-abdominaux, sont contenus dans des sacs scrotaux piriformes. Ils peuvent être situés de part et d'autre du pénis, caractère primitif rencontré chez le *Perodicticus*, mais généralement, ils sont derrière le pénis, comme chez les autres primates.

Le scrotum est couvert de poils sauf chez le *Lemur catta* où il est glabre et chez le *Perodicticus potto* où il présente des sortes d'élevures polygonales [65]. Les conduits déférents débouchent séparément dans le collicule séminal chez la plupart des lémuriniens. Ils se réunissent cependant, comme chez les singes, en un conduit éjaculateur commun chez les *Propithecus* et *Galego*. La prostate est constante, les glandes vésiculaires font défaut chez *Daubentonia*. Le pénis possède toujours un squelette osseux en forme de languette qui peut être bifide à son extrémité chez les

Indridae et certains *Lemuridae* (*Lepilemur*, *Cheirogaleus*, *Microcebus*, ...) [65]. Le gland est normalement couvert de spicules sauf chez les *Lorisinae* et *Daubentonia*.

L'appareil génital mâle peut subir des variations saisonnières d'activité accompagnées de modifications morphologiques telles que la taille des testicules qui peut être multipliée par dix chez certains microcèbes [132].

- Appareil génital femelle

L'appareil génital femelle présente de nombreux caractères primitifs. Les ovaires des *Galagidae* sont les seuls chez les mammifères à présenter une ovogenèse persistante chez l'adulte à partir de l'épithélium primitif [56]. Mise à part cette exception, la physiologie semble analogue à celle de la plupart des Mammifères. L'utérus est toujours bicorné. Le clitoris généralement long est parcouru par l'urètre sur toute sa longueur. Le débouché peut se faire à l'extrémité ou vers la base. Chez *Cheirogaleus*, des modifications importantes surviennent à l'œstrus : la face ventrale du clitoris s'ouvre sur toute sa longueur puis 25 jours plus tard les lèvres de cette fente se ressoudent [56]. Le plus souvent, deux paires de plis tégumentaires délimitent l'orifice vulvaire ; leur peau peut présenter des élévations polygonales comme chez le mâle. Certains lémuriens (*Perodicticus potto*) pratiqueraient le coït ventre contre ventre.

Le cycle sexuel est polyœstrien avec des saisons de reproduction qui peuvent entraîner d'importantes modifications morphologiques, portant sur les organes génitaux comme nous venons de le voir, mais également sur la masse corporelle ou l'accumulation de la graisse à la base de la queue par exemple [132]. Dans une même espèce la durée du cycle et le nombre de cycles peuvent être modifiés selon que l'animal vie en liberté ou en captivité. Ainsi, normalement, le cycle est de 30 jours chez le *Lemur fulvus* en captivité, de 39 jours chez le *Lemur catta*, de 30 à 40 jours chez le *Lemur variegatus*, de 30 à 33 jours chez le *Lemur macaco* [23]. De nombreux auteurs se sont intéressés aux modifications morphologiques et comportementales liées aux cycles chez les lémuriens [4; 5; 6]. Par exemple, Drea C.M. [37; 38] s'est intéressé à l'agressivité des *Lemur catta* femelles et à leur comportement dominant par rapport au mâle en relation avec le taux d'androgène circulant. Eaglen et Boskoff [40] se sont intéressés au développement, de la naissance à la maturité des *Lemur Sifaka* ou *Propithecus verreauxi coquereli*.

Les mamelles sont en nombre variable, y compris à l'intérieur d'une même espèce. On peut en trouver jusqu'à 3 paires, deux thoraciques et une abdominale. On peut trouver des plis cutanés

abdominaux à disposition transversale (*Lorisinae*) ou longitudinale (*L. catta*), interprétés comme des vestiges de la poche marsupiale.

Le placenta est du type diffus adéciué, épithéliochorial. Il s'agit donc d'un type primitif qu'on peut retrouver dans d'autres groupes zoologiques aussi différents que les Equidés par exemple. La vascularisation est d'origine allantoïdienne et la vésicule ombilicale absente, ou quand elle est présente, disparaît rapidement. King B.F. [84] a montré l'existence de formations placentaires « aréolaires » ou « vésicules chorioniques » situées en regard des glandes utérines. Ces structures ne sont pas sans évoquer les cotylédons placentaires rencontrés chez les ruminants. Ici, cependant, les caroncules utérines sont absentes.

Il n'y a généralement pas plus d'un petit par portée, seuls Galago et Microcebus en ont régulièrement deux, voire trois.

II.B.5. Système cardio-vasculaire

Le cœur se différencie de celui des autres primates notamment par sa pointe formée par les deux ventricules, le droit et le gauche [56]. De l'aorte partent une artère sous clavière gauche et un tronc brahio-céphalique, comme chez le chien. Chez les Lorisidae, les artères des membres sont curieusement remplacées par un plexus de 30 à 50 artérioles disposées parallèlement autour d'un tronc principal. Il en est de même pour les veines [56]. Le tout est enveloppé d'une gaine conjonctive. Cette disposition en « réseau admirable », unique chez les primates, est classique chez les Edentés. Elle est en rapport avec l'extraordinaire lenteur des mouvements de ces animaux [170].

II.B.6. Système nerveux et organes des sens

Peu de choses existent sur le plan anatomique. On peut dire que l'encéphale est de même type général que celui des primates et qu'on peut trouver les mêmes aires principales que chez les singes. Certains caractères primitifs subsistent : le cerveau ne recouvre pas caudalement le cervelet (sauf chez l'Indri), le rhinencéphale est important, le néopallium possède un territoire central peu invaginé [56]. Le lobe occipital avec les circonvolutions et sillons calcarins sont par contre très visibles, ce qui est en rapport avec le bon développement des organes visuels des lémurins. Seul le microcèbe a fait l'objet d'une étude anatomique plus poussée de

l'encéphale car, il est le support de programmes de recherches relatifs au vieillissement du cerveau [127].

Les yeux sont généralement volumineux, particulièrement chez les espèces nocturnes. Ils sont très peu mobiles dans leurs orbites. Le muscle ciliaire toujours très développé permet une excellente accommodation [56]. La rétine, par contre est quasiment dépourvue de cônes et ne possède pas d'aire centrale dévolue à une forte acuité visuelle comme la fovéa de l'homme.

Les oreilles, hormis des différences de taille des pavillons de l'oreille externe et des osselets de l'oreille moyenne, sont organisées selon le schéma général rencontré chez les mammifères.

III. IMAGERIE MEDICALE :

Les rayons ont été découverts fortuitement en 1895 par Wilhelm Röntgen, scientifique allemand, qui réalisa que ces rayons d'origine inconnue, avaient la capacité à traverser des corps opaques à la lumière, c'est pour cette raison qu'il les appela « X ». Il réalisa ainsi la première radiographie d'une main. Les premières radiographies d'animaux datent de l'année suivante à Vienne, en Autriche. L'intérêt des rayons x en médecine fût immédiatement perçu, en orthopédie, puis pour l'exploration du thorax et de l'abdomen. L'introduction des examens avec produits de contraste a encore élargi le champ d'action de la radiologie à partir des années 1950.

L'échographie est apparue à la même époque, grâce à la technologie du sonar utilisée par les militaires puis développée par les marins. Les progrès considérables de l'informatique sont à l'origine de la reconstruction d'images de coupe à partir de projections multiples : c'est la tomodensitométrie (TDM) ou **scanner** apparu dans les années 1970. L'imagerie par résonance magnétique (IRM) est la dernière technique née dans les années 1980.

III.A. UTILISATION DES RAYONS X CHEZ LES LEMURIENS

III.A.1. Généralités sur les rayons x et utilisation de la radiographie chez les lémuriens

Les rayons X sont des rayonnements électromagnétiques d'énergie suffisante pour qu'une partie du rayonnement puisse traverser les objets sans être altérée. Contrairement à la lumière, qui est absorbée ou réfléchiée par les objets solides, les rayons X traversent les corps opaques à la lumière, et en particulier les organismes vivants. L'atténuation du faisceau de rayons X au cours de son passage dans le corps à radiographier n'est souvent pas uniforme. Des différences d'atténuation existent entre les poumons, le cœur et les os par exemple. Ces différences d'atténuation sont à la base de la formation de l'image radiographique : **L'image radiographique résulte de la différence d'atténuation des rayons X dans les milieux traversés.**

Il n'existe pas, à notre connaissance, d'études radiographiques systématiques des différentes espèces de lémuriens. Seuls ont été publiés des résultats d'ordre pathologiques [73].

III.A.2. Apports de la tomодensitométrie (Scanner) chez les lémuriens

La tomодensitométrie (TDM) ou scanner est une technique d'imagerie qui utilise aussi des rayons x. Elle permet d'obtenir des images en coupe de la région étudiée. L'image tomодensitométrique est reconstruite par un ordinateur à partir de projections radiographiques multiples obtenue pendant l'exposition à une source de rayons x qui tourne autour du patient. Ses deux grands avantages par rapport à la radiographie sont l'absence de superposition des structures et une meilleure résolution en contraste. Les grandes applications de la tomодensitométrie en médecine vétérinaire sont l'examen de la tête (encéphale et structures osseuses) et de la colonne vertébrale.

Nous n'avons pas trouvé de référence bibliographique, sur des études tomодensitométriques chez les lémuriens. Pour les autres espèces, Saban et Cabanis [138; 139] se sont intéressés à l'image TDM de l'encéphale du Macaque, du Gibbon et du Chimpanzé.

III.A.2.1. Principes de la tomодensitométrie

La tomодensitométrie est un système d'imagerie mettant en valeur les **différences d'atténuation des rayons x** dans les différents constituants de l'organisme. Il s'agit, comme la radiologie, d'un système d'imagerie par **transmission**, pour lequel le patient est placé entre une source de rayons x et un détecteur. L'appareil est constitué d'un tube à rayons x (similaire à celui utilisé en radiologie conventionnelle) qui **tourne autour du patient** pendant l'exposition. Des **détecteurs** placés autour du cercle permettent de recueillir de très nombreuses images de projection qui sont communiquées à un **ordinateur qui reconstitue** une image représentant une **coupe** "radiographique" de la structure étudiée (Fig. 4).

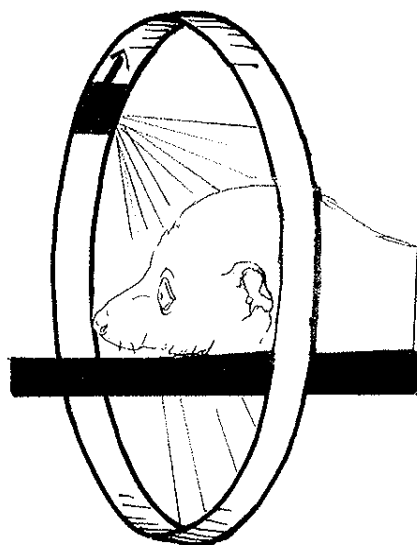


Figure 4 : Principe du scanner appliqué à un lémurien.

III.A.2.2. Caractéristiques des images

L'utilisation de détecteurs performants permet d'enregistrer des différences d'atténuation très fines entre les différentes structures. Les informations recueillies sont placées dans une matrice qui constitue la "carte topographique" de la coupe en question. Une échelle arbitraire utilisant des **Unités Hounsfield (UH)**, en l'honneur de l'inventeur de la tomodensitométrie, permet de quantifier l'atténuation de chaque pixel entre -1000 (air) et + 4000 (os compact). Par définition, l'eau pure a une atténuation de 0 UH.

La quantité d'information placée dans la matrice est trop importante pour pouvoir être affichée sur une seule image. Les images tomodensitométriques sont affichées par l'ordinateur en utilisant une **fenêtre** et un **niveau** permettant de montrer une partie seulement des informations recueillies. La **fenêtre** correspond à l'intervalle d'unité Hounsfield qui va être affiché à l'écran ; tout pixel ayant une valeur plus grande que la limite supérieure de la fenêtre est affichée blanc et tout pixel ayant une valeur plus petite que la limite inférieure de la fenêtre est affiché noir. Le **niveau** correspond au milieu de l'intervalle d'unité Hounsfield affiché. L'opérateur peut modifier la **luminosité de l'image** en faisant varier le niveau et le **contraste** en faisant varier la fenêtre. Une fenêtre large permet d'obtenir une image dont la valeur des gris est similaire à la radiologie. Lorsqu'une fenêtre étroite est utilisée, le contraste est augmenté. Une fenêtre étroite centrée sur les tissus mous permet de différencier les tissus

des liquides, qui apparaissent plus sombres. On peut ainsi différencier, en tomодensitométrie, le tissu cérébral des ventricules contenant du liquide cébrospinal. **La tomодensitométrie permet donc une meilleure résolution en contraste que la radiologie.**

Cette résolution en contraste peut être encore améliorée par l'utilisation presque systématique en tomодensitométrie de **produits de contraste radiographique iodés** qui permettent de renforcer l'atténuation des vaisseaux et des tissus perfusés normalement (à l'exception du cerveau) après administration intraveineuse. Il est aussi possible d'utiliser ces produits de contraste de la même manière qu'en radiologie, par voie intrathécale (à l'intérieur d'une enveloppe, par exemple dans l'espace sous arachnoïdien), pour réaliser un "myéloscan".

La **résolution spatiale** des images tomодensitométriques est souvent moins bonne qu'avec un bon système écran-film en radiologie. La reconstruction des images par l'ordinateur à partir des différentes projections obtenues entraîne l'apparition d'un flou qu'il est très difficile de supprimer. Des filtres digitaux de renforcement des contours peuvent être utilisés lorsque la résolution spatiale est importante (structures osseuses).

III.A.1.3. Dangers

L'utilisation de rayons x entraînent les mêmes dangers liés aux rayonnements ionisants qu'en radiologie et impose donc les mêmes règles de **radioprotection**. Ces règles sont souvent plus faciles à appliquer car l'animal est toujours sous anesthésie générale et ne nécessite pas de contention manuelle au cours de l'exposition.

III.A.1.4. Logistique

Les examens tomодensitométriques doivent être effectués, en médecine vétérinaire, **sous anesthésie générale** pour des raisons de contention. Les durées d'exposition par coupe varient très fortement en fonction des appareils, de quelques secondes, pour les appareils récents, jusqu'à une minute pour les appareils les plus anciens. Un examen tomодensitométrique dure donc entre quelques minutes et une heure, en fonction des appareils et nécessite l'immobilisation du patient pendant la durée de la procédure.

L'acquisition des images est standardisée, ce qui permet de séparer les acquisitions de la lecture des examens et permet aussi un réexamen des images avec la même pertinence.

III.A.1.5. Points forts

Les 2 grands points forts de la tomodensitométrie sont **l'absence de superposition** (par rapport à l'image de projection de la radiologie) et la **meilleure résolution en contraste**. L'absence de superposition des structures rend cet examen très intéressant pour l'exploration des structures osseuses complexes comme le crâne ou la colonne vertébrale. La bonne résolution en contraste permet l'exploration de l'encéphale, qui a longtemps été une des applications majeures de la tomodensitométrie.

III.A.1.6. Limitations

Les limitations de la tomodensitométrie sont d'ordre logistique, et comprennent la nécessité de l'anesthésie générale, le faible nombre d'installations vétérinaires et le coût assez élevé de cet examen. La résolution en contraste est meilleure qu'en radiologie conventionnelle, mais moins bonne qu'en IRM, ou même qu'en échographie.

Pour l'examen de l'encéphale, la tomodensitométrie souffre de la présence d'artefacts liés à la grande quantité d'os entourant la partie caudale du cerveau et du cervelet. Dans cette région, l'IRM est souvent préférée, lorsque cela est possible.

Enfin, la tomodensitométrie se pratique avec les contraintes des règles de radioprotection qui entourent l'utilisation des rayonnements ionisants.

III.B. UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE CHEZ LES LEMURIENS

L'échographie est une technique d'imagerie médicale fondée sur l'enregistrement des échos produits par les ultrasons lors de leur passage à travers divers milieux et structures de l'organisme [49;131].

III.B.1. Principes généraux de l'échographie

Les images échographiques sont obtenues par l'envoi à travers l'organisme d'ultrasons. La réflexion de ces ondes sonores par les tissus de l'organisme crée un écho capté et analysé par l'appareil. Ces échos ultrasonores enregistrés en temps réel sont transcrits sur un écran cathodique sous forme de points blancs sur fond noir. Chaque point blanc correspond à une onde ultrasonore réfléchiée par les tissus.

La **fréquence** correspond au nombre de cycles produit par seconde (1Hz = 1 cycle par seconde) [31; 32].

L'amplitude de la sinusoïde détermine la puissance (en décibel) des ultrasons envoyés dans les tissus.

La vitesse de propagation de l'onde (V) est déterminée par le produit de la longueur d'onde (λ) et de la fréquence (F) (Tab. 1).

$$V = \lambda \times F$$

Tableau 1: Vitesse de propagation des ultrasons selon les tissus traversée [32].

Tissu	Vitesse de propagation de l'ultrason (m/s)
Air	330
Graisse	1 440
Cerveau	1 510
Foie	1 560
Rein	1 560
Muscle	1 570
Sang	1 570
Os	4 080

Les **transducteurs** sont à l'origine de la production des ultrasons. Ils comportent au minimum un **cristal piézo-électrique** qui possède la propriété d'émettre et de recevoir les ultrasons.

La **profondeur d'exploration** est la profondeur de pénétration des ultrasons dans le milieu. Les fréquences basses permettent donc une meilleure pénétration. Ainsi, une fréquence de 7,5 MHz permet d'explorer en moyenne jusqu'à 10 cm de profondeur, une sonde de 5 MHz

jusqu'à 15 cm et une sonde de 3,5 MHz jusqu'à 20 cm. La profondeur d'exploration est ainsi acquise au détriment de la résolution de l'image.

La résolution de l'image correspond à la capacité du transducteur à distinguer deux points très proches. Il existe deux types de résolutions :

- La résolution axiale : deux structures dans l'axe principal de propagation des ultrasons.
- La résolution latérale : deux structures non alignées sur l'axe de propagation des ultrasons.

Le transducteur émet des ultrasons par pulsations et réceptionne des échos, le reste du temps.

Le **nombre de pulsations** par seconde est exprimé en Hz. Chaque pulsation se compose d'un nombre variable de cycles. Dans le domaine médical, ce nombre varie de 2 à 3. La fréquence des pulsations doit diminuer proportionnellement à la profondeur des structures étudiées [32].

III.B.2. Les différents types de sondes

Il existe deux types de sondes : la **sonde linéaire** (image rectangulaire) et la **sonde sectorielle** (image triangulaire). Les sondes utilisent différents modes de balayage.

- **Balayage mécanique (sonde sectorielle)** : l'image échographique est obtenue par un mouvement oscillatoire du cristal piezo-électrique. A l'écran, cette image a une forme triangulaire et le transducteur a une forme particulière en crayon. La vitesse de balayages est entre 6 à 40 images par seconde (ex : cœur : supérieur à 30 images/seconde).
- **Balayage électronique (sonde linéaire)** : ces sondes donnent une image de très bonne qualité. Les cristaux sont disposés en ligne droite. L'image obtenue est rectangulaire. L'encombrement de ce type de sonde la rend quasi inutilisable pour l'échocardiographie, sauf la sonde annulaire, qui a une forme en crayon et adaptée à l'échocardiographie mais le coût est plus élevé.

III.B.3. Echocardiographie et écho-Doppler

Dans cette partie, nous rappelons seulement les principes généraux ainsi que les principes physiques et quelques définitions.

L'adaptation à la médecine vétérinaire de toutes les facettes de l'échocardiographie humaine (bidimensionnel, temps-mouvement, échocardiographie de contraste, Doppler continu et pulsé, Doppler couleur, échocardiographie transœsophagienne, échocardiographie d'effort) a permis des progrès considérables, malheureusement limités par le niveau élevé de l'investissement [96].

III.B.3.1. L'échocardiographie

Selon Chetboul et al. [31;32], l'examen échocardiographique fait appel à deux modes de représentation des ultrasons : le mode TM (Temps-Mouvement) et le mode bidimensionnel (mode BD ou 2D). Ces deux modes sont complémentaires. Un examen échocardiographique débute toujours par une exploration en mode BD, les coupes en BD seront envisagées dans un premier temps avant d'aborder le mode TM puis le mode Doppler.

Le mode BD reconstitue le cœur en deux dimensions, l'organe étant coupé par un plan d'ultrasons. Il permet d'effectuer le diagnostic et la localisation d'une modification morphologique du cœur, d'évaluer en chiffres la taille de certaines cavités cardiaques (ex : aorte, atrium gauche), d'apprécier la contractilité cardiaque.

Ce mode fait appel à un balayage automatique et cyclique de la surface d'exploration par le faisceau plan d'ultrasons émis par la sonde.

Les coupes principales sont :

- les coupes par voie parasternale droite : deux types de coupes sont utilisées, les coupes grand axe ou longitudinales et les coupes petit axe ou transversales.
- les coupes par voie parasternale gauche : ces coupes sont utilisées principalement en échocardiographie Doppler, ou encore pour détailler une lésion particulière (ex : tumeur cardiaque).

Il s'agit de définir les spécificités du matériel utilisé en cardiologie, c'est-à-dire les caractéristiques des transducteurs (sondes) (Tab. 2) des appareils BD-TM (Bidimensionnel, Temps-mouvement). Rappelons qu'en médecine vétérinaire, le mode de balayage mécanique est le plus utilisé car le prix est plus accessible et ce système donne une bonne résolution proximale malgré la sonde bruyante.

Tableau 2 : exemple de fréquence de sonde à utiliser par rapport au poids de l'animal.

Poids vif de l'animal	Fréquence de sonde
Nouveaux nés (0-1 Kg)	10 MHz
1-5 Kg	7,5 MHz
5-15 Kg	5 MHz
15-35 Kg	3 ou 3,5 MHz
35-70 Kg	2 ou 2,5 MHz

Le mode TM (Temps-Mouvement) consiste en la traversée du cœur par un faisceau linéaire d'ultrasons. C'est une image du cœur en une dimension qui décompose les différentes phases du cycle cardiaque (diastole et systole). A partir de ce mode TM sont réalisées des mesures précises, diastoliques et systoliques, des différentes structures intracardiaques (paroi, cavité, valvules et cuspides).

III.B.3.2. L'écho-Doppler

Plus récemment, l'examen Doppler en médecine vétérinaire permet l'analyse précise des flux sanguins : leur vitesse, leur direction, leurs caractères (turbulent ou laminaire) et enfin leur durée [32].

L'examen Doppler cardiaque est fondé sur l'effet physique Doppler décrit pour la première fois par **Johann Christian Doppler**. Ce physicien avait analysé l'effet du mouvement des étoiles sur une onde lumineuse, ce par rapport à la terre.

La variation de la longueur d'onde ($\lambda^o = C \times T^o$)* dépend de plusieurs paramètres dont la vitesse (**V**) de l'élément mobile, la variation de fréquence étant appelée le **glissement de fréquence** ou encore **fréquence de Doppler** [32].

Analyse de l'effet Doppler

- Analyse auditive : Le glissement de fréquence peut être transformé en signal acoustique, car il se situe en zone audible entre 20 à 20 000 Hz. Le son est différent selon que le flux a un écoulement laminaire ou turbulent (sténoses, fuite, shunts). La tonalité sonore est douce si le flux est laminaire, au contraire rude et intense si le flux est turbulent.

* : C = Vitesse de propagation des ultrasons dans le milieu.

T = Période, la durée de séparant deux points identiques sur la courbe d'onde.

- Analyse graphique : Les différentes vitesses des flux sanguins peuvent être représentées sous forme de graphique, ce en Doppler continu et pulsé. Deux représentations de vitesses sont possibles : représentation de la moyenne des vitesses du ou des flux sanguin(s) traversé(s) en fonction du temps ; et représentation du spectre de l'ensemble des vitesses sanguines en temps réel.

- Analyse colorimétrique : les signaux Doppler sont codés en couleur. Généralement, les flux laminaires antérogrades sont, par convention, colorés en rouge et les flux rétrogrades sont colorés en bleu. Les flux turbulents sont codés en vert. Le ton de la couleur est fortement influencé par la qualité du signal et la vitesse du flux.

Différents modes Doppler

D'après Chetboul V et al. [32], trois systèmes d'enregistrement Doppler, parfaitement complémentaires, sont utilisés en cardiologie (Tab. 3).

Tableau 3 : Comparaison des différents modes Doppler

Mode Doppler	Continu	Pulsé	Couleur
Caractéristiques	Un cristal émetteur et un cristal récepteur	Un seul cristal émetteur récepteur	1. Cartographie des flux par Doppler pulsé. 2. Codage en couleur de signaux Doppler. 3. Superposition de l'image 2D.
Avantages	1. aptitude à mesurer les vitesses élevées sans écrêtage ou « aliasing » 2. Qualité sonore supérieure à celle du Doppler pulsé.	1. localisation de l'origine du signal. 2. Repérage précis en mode 2D.	
Inconvénients	Localisation précise de l'origine du flux impossible.	1. limite de mesure des vitesses élevées malgré système « anti-aliasing ». 2. Coût de l'appareil plus élevé que pour le Doppler continu.	

III.B.4. Applications en parc zoologique

L'exercice de la médecine vétérinaire en parc zoologique est soumis à certaines contraintes inhérentes aux animaux concernés. Ce sont des animaux non domestiques et souvent dangereux. Ce qui implique des modalités particulières de contention pour l'examen clinique et les examens complémentaires nécessaires [62].

La contention manuelle peut s'envisager pour des primates au dessous de 12kg avec précaution. Bien souvent il faut recourir à une contention chimique et celle-ci est généralement poussée jusqu'au stade de l'anesthésie générale. C'est le cas pour pouvoir réaliser un examen échographique.

Conventionnellement une diète préopératoire de 12 heures est préconisée pour tous les primates à l'exception des espèces de très petite taille comme les callitichidae chez qui il ne faut pas dépasser 6 à 8 heures de diète [130].

Chez les primates que l'on peut contenir manuellement, l'induction ainsi que l'entretien de l'anesthésie pourra se faire en anesthésie gazeuse [159]. Pour de nombreux auteurs, l'isoflurane est l'anesthésique de choix dans la plupart des cas. Il est faiblement métabolisé en raison de sa stabilité chimique et de sa faible solubilité. Ceci en fait un agent anesthésique particulièrement sûr d'utilisation chez les primates non humains même en cas de problème rénal ou hépatique [130].

Une surveillance de l'anesthésie est indispensable pour évaluer la profondeur avec, en particulier, la surveillance de la fréquence cardiaque, du rythme respiratoire ainsi que le taux de saturation du sang en dioxygène.

Selon Hildebrandt et Goritz [64], les avantages de l'examen échographique en parc zoologique sont les suivants :

- Non invasif et donc répétable
- Technique d'imagerie en temps réel et reproductible
- Représentation en haute résolution des tissus mous
- Mesure *in situ* des structures
- Facilite la documentation et la conservation des données
- Portable et compatible avec l'exercice en zoo et sur le terrain.

III.B.5. Echographie de plusieurs organes chez les lémuriens :

James [70] publia le premier un article traitant de l'utilisation des ultrasons comme moyen de diagnostic dans l'examen abdominal des animaux [69]. L'examen échographique de l'abdomen est devenu un acte courant dans l'évaluation des organes abdominaux lorsque les signes cliniques, la palpation ou l'examen radiographique conduisent à suspecter une anomalie [89; 90; 116].

L'échographie des lémuriens présente des difficultés spécifiques qui ne sont pas rencontrés en médecine humaine ou dans la pratique vétérinaire classique.

C'est pourquoi cette technique restait rare en pratique chez le lémurien jusqu'à maintenant et peu décrite dans la littérature. Une étude complète a été faite chez une espèce de primate, le ouistiti à toupet blanc (*Callithrix jacchus*) en 2005 par Wagner et Kirberger [164; 165]. Ces auteurs donnent des mesures échographiques moyennes des organes abdominaux. L'examen échographique, actuellement en expansion entre dans les parcs zoologiques ou dans les réserves naturelles.

III.B.5.1. Echographie du foie

L'examen échographique du foie comprend l'évaluation du parenchyme hépatique, des vaisseaux sanguins et des voies biliaires. L'hépatomégalie, l'ictère, l'augmentation des enzymes hépatiques, la présence d'ascite, une fièvre d'origine inconnue, une masse abdominale crâniale, le dépistage de métastases sont les indications les plus courantes d'un examen échographique du foie [122; 123; 124];. Les anomalies focales résultent de kystes, d'hémorragies, de nécroses (inflammatoires, toxiques ou à médiations immunitaires), d'hyperplasies nodulaires, de granulomes et de néoplasies (primaires ou métastatiques) [116; 117].

Par exemple, la tuberculose (*tuberculosis* et *M. bovis*) est une des maladies les plus importantes chez les lémuriens [47; 48], c'est une maladie qui touche les primates en captivité [48]. L'échographie peut permettre la mise en évidence de granulomes tuberculeux dans l'abdomen et ainsi renforcer une suspicion diagnostique [62]. Des granulomes tuberculeux ont été retrouvés sur le foie dans 40% des cas d'une étude portant sur les primates tuberculeux.

La pseudotuberculose (*Yersinia pseudotuberculosis*) a été rapportée chez les lémuriens [166; 47; 48], et ces nodules qui se localisent aux viscères abdominaux avec notamment les abcès

miliaires du foie et de la rate peuvent être mis en évidence par l'échographie. Des kystes hydatiques causés par la forme larvaire d'*Echinococcus granulosus* ont été décrits chez de nombreux primates, ainsi que chez les lémuriens et sont le plus souvent localisés dans le foie. L'échographie peut les mettre en évidence plus précocement que la radiographie qui nécessite le stade avancé de la calcification pour leur détection [77; 78]. L'hémochromatose, fréquente chez les lémuriens en captivité, entraîne des altérations pathologiques du foie [48] et le diagnostic définitif sera établi par biopsie du foie, réalisée sous guidage échographique. La biopsie échoguidée est l'examen de choix pour établir le diagnostic de l'hémochromatose, la sérologie n'étant pas très fiable [62].

L'indication principale de l'échographie de la vésicule biliaire et des conduits biliaires est la recherche d'obstructions sur un animal ictérique, la détection des calculs biliaires, la visualisation d'un épaissement de la paroi de la vésicule biliaire ou de masses associées à une inflammation ou à une néoplasie. La formation de calculs biliaires a été décrite chez les primates [77], mais reste souvent asymptomatique et sera donc une découverte au cours de l'examen échographique.

III.B.5.2. Echographie du tube digestif

Le tube digestif contient une quantité variable de gaz, de sucs digestifs et de particules alimentaires. La présence de gaz représente un obstacle à la propagation des ondes ultrasonores. Pour cette raison, l'échographie digestive n'a connu qu'un essor limité, ses applications apparaissant restreintes. L'échographie peut détecter des masses abdominales non détectables par palpation, des discrètes effusions abdominales ainsi que les anomalies du péristaltisme. L'épaississement de la paroi du tube digestif est une découverte échographique fréquente et résulte notamment d'un processus inflammatoire [62]. L'échographie permet de mettre en évidence une intussusception, un corps étranger, un iléus dû à une obstruction, ou encore des masses néoplasiques [117]. Les corps étrangers ne sont habituellement pas avalés par les primates en raison de leur habitude d'examiner méticuleusement leur nourriture [77; 78]. Des intussusceptions sont fréquemment décrites chez les primates lors de diarrhée sévère [159]. De plus, l'évaluation des couches histologiques de la paroi digestive peut se faire par échographie, ce qui permet dans certains cas de préciser l'origine et l'extension d'une lésion [123; 124].

L'évaluation échographique du tube digestif ne nécessite pas une préparation spéciale. Cependant, un jeûne de douze heures est recommandé afin de minimiser la quantité d'air présent lors de la digestion [122]. La présence de liquide dans l'estomac constitue une fenêtre acoustique favorable à l'évaluation d'autres structures abdominales telles que le pancréas et le hile du foie [81].

L'échostructure normale du tube digestif a été abondamment décrite chez l'homme ainsi que chez les animaux [45; 46; 82; 83; 115; 123; 124].

L'apparence de la paroi intestinale dépend de la composition et de la quantité des aliments. La rate peut parfois offrir une fenêtre acoustique facilitant l'étude du système digestif. La portion proximale du duodénum est reconnue par sa continuité anatomique avec l'estomac.

Rappelons que trois types de contenu digestifs sont décrits en échographie [46] :

- **Contenu muqueux** : le segment digestif est souvent contracté, avec une lumière digestive hyperéchogène due à la présence de mucus.
- **Contenu liquidien** : le segment digestif est caractérisé par un contenu anéchogène. Ce type de contenu facilite l'identification de la paroi digestive, ainsi que l'évaluation des organes avoisinants tels que le pancréas.
- **Contenu gazeux** : le segment digestif présente une lumière digestive très réfléchissante, associée avec une ombre acoustique peu homogène. Le gaz fait écran à la propagation des ondes ultrasonores et réfléchit la majorité des ondes incidentes, ce qui empêche l'évaluation des structures sous-jacentes.

Air	Tissu mou		Liquide

Il est possible d'identifier cinq couches échographiques constituant la paroi digestive en partant de la lumière digestive chez les carnivores [122] :

- la surface de la muqueuse,
- la muqueuse elle-même,
- la sous-muqueuse,

- la musculuse,
- et la sous-séreuse ou séreuse.

Deux publications [82;174] détaillent l'apparence échographique de la paroi digestive en tenant compte des échos produits par les tuniques tissulaires ainsi que les échos produits par les interfaces entre les couches chez l'homme. Nous n'avons pas rencontré des publications concernant les couches des parois digestives chez les lémuriens.

La morphologie de l'estomac et de l'intestin en fonction du régime alimentaire a été observée en 2004 en radiographie dans une étude qui a porté sur quatre espèces de lémuriens [27]. L'estomac de lémurien est simple, « monogastrique » [42; 56].

Les masses néoplasiques du tube digestif sont rencontrées le plus fréquemment dans l'estomac et sont le plus souvent bénignes, adénomes, papillomes et polypes [77].

Au niveau intestinal, les néoplasmes sont aussi très fréquents notamment chez les primates âgés, avec en particulier des adénocarcinomes intestinaux [163]. D'après Karger [77; 78], 30% des lésions primaires sont intestinales, ce qui montre bien l'importance de l'échographie abdominale.

III.B.5.3. Echographie de la rate

L'échogénicité de la rate ne peut être précisée que dans la mesure où elle est comparée à l'échogénicité du foie et/ou du rein [122].

Une augmentation du volume de la rate est facilement détectée par la palpation abdominale. La splénomégalie en soi est un signe clinique peu spécifique et elle peut être accompagnée de signes cliniques variables tels l'anémie, l'anorexie, les vomissements ou la fatigue [71].

Le diagnostic différentiel échographique des splénomégalies est difficile à établir et nécessite souvent une ponction et une analyse cytologique pour parvenir à un diagnostic précis [62].

Une splénomégalie diffuse peut avoir de nombreuses origines telles que l'anesthésie, une infection, une maladie à médiation immune, un lymphome, une leucémie, un néoplasie, une stase vasculaire, une anémie chronique hémolytique ou encore une torsion de la rate [117].

La pseudotuberculose à *Yersinia pseudotuberculosis* a été décrite chez une grande variété de primates (y compris les lémuriens) [166]. Cette maladie se caractérise notamment au niveau abdominal, par des abcès miliars et une hypertrophie de la rate et du foie. La rate montre une hypertrophie lymphoïde diffuse, accompagnée de nombreux points de nécrose focale ou

d'abcès de 1 à 20mm de diamètre (Fowler et Miller, 2003). Ces modifications pathologiques de la rate pouvant être mises en évidence par l'échographie.

Une anomalie du développement peut conduire à la formation de rates accessoires, ce qui est assez fréquent chez les primates non humains [77; 78] et peut faire partie des découvertes au cours d'un examen échographique.

III.B.5.4. Echographie l'appareil uro-genital

Depuis 1980, l'examen échographique du système urinaire chez les petits animaux a fait l'objet de nombreuses publications. Le premier article traitant de l'examen échographique de la prostate chez les petits animaux fut publié en 1980 par Cartee [29]. L'échographie permet l'étude de l'architecture tissulaire rénale, même en présence d'ascite ou d'altération de la fonction rénale [28; 30].

Echographie des reins chez les lémuriens

L'ultrasonographie bidimensionnelle permet l'évaluation de l'anatomie et de l'échogénicité rénale tandis que le mode Doppler fournit des données sur la distribution sanguine (vascularisation) rénale.

Tout d'abord l'échographie permet d'évaluer la position des reins et ainsi de mettre en évidence l'absence ou l'ectopie d'un rein. L'échographie permet en outre de mesurer la taille des reins et l'épaisseur du cortex ou de la médulla [13; 14; 90], et de visualiser une dilatation du bassinet ou de l'urètre secondaire à une obstruction [62].

L'échographie est généralement un des premiers examens pour l'évaluation des reins du fait de l'importance des informations anatomiques apportées : taille, forme, et structure interne [117; 118];. L'examen échographique des reins permet de différencier plusieurs éléments chez le chien [87; 168; 176] et chez le chat [169; 178] :

- le cortex échogène,
- les pyramides rénales correspondant à la médullaire,
- les diverticules du bassinet hyperéchogènes et les vaisseaux interlobaires adjacents, de disposition radiaire,
- la graisse et le tissu fibreux hyperéchogène du sinus,

- les artères arquées visibles sous la forme de points échogènes à la jonction cortico-médullaire,
- la capsule rénale constituant une ligne hyperéchogène entourant la corticale. La capsule est d'autant mieux visualisée que le faisceau ultrasonique est perpendiculaire à la corticale.

Pour évaluer l'échogénicité des reins, il est nécessaire d'utiliser la rate et le foie comme organes de référence, à condition que ceux-ci soient normaux. La classification des organes abdominaux suivants est basée sur une échogénicité croissante [67] :

MEDULLA RENALE < CORTEX RENAL < FOIE < RATE

Des zones hyperéchogènes focales peuvent traduire des néoplasies, des infections, des calcifications, de la fibrose, du gaz ou des infarctus rénaux anciens [117].

La possibilité de diriger une biopsie de manière précise est un des avantages importants de l'échographie [177].

Les maladies rénales et les anomalies des reins sont fréquentes chez le primate : dysplasie rénale [154], néoplasies rénales [77; 78], lymphosarcome rénal [2], lésions de l'appareil urinaire [7; 8; 103; 118] signes de rejet d'une allogreffe rénale [50; 52; 99; 111; 149; 157; 160] et autres maladies rénales [73; 77]. Les malformations congénitales des reins sont très fréquentes chez les primates en général et chez les lémurins en particulier [60; 77].

Le diagnostic de toutes ces anomalies peuvent être repérées par échographie.

Echographie de l'uretère

L'uretère normal ne se voit généralement pas à l'examen échographique [68]. Cependant, certaines lésions urétérales peuvent se diagnostiquer échographiquement en explorant la région sous-lombaire entre les reins et le trigone vésical.

Echographie de la vessie

La vessie est un organe qui se prête particulièrement bien à l'examen échographique, car l'urine anéchogène est un produit de contraste naturel favorisant l'examen de la muqueuse vésicale [67].

La vessie remplie peut servir de fenêtre acoustique pour l'examen de structures adjacentes, tels les nœuds lymphatiques sous lombaires, le corps de l'utérus et d'autres structures intrapelviennes [20].

Avec une vessie vide, le risque d'erreur diagnostique s'accroît (faux positifs et faux négatifs) car l'épaississement de la paroi vésicale augmente [67].

Les pathologies de la vessie détectables à l'examen échographique sont nombreuses : néoplasme, cystite, hématome de la paroi vésicale, rupture vésicale, etc.

Echographie de la prostate

Chez le mâle, il est possible de visualiser à l'échographie les glandes vésiculaires et parfois la prostate [43]. Toutefois, la visualisation de la prostate est généralement rendue difficile par voie transcutanée à cause de la présence de l'os du pubis [62]. De plus, la topographie relative de ces deux glandes est variable au sein de différentes espèces de lémuriens. Lorsque la prostate est visible, il est possible de mettre en évidence une augmentation de taille.

C'est souvent le cas chez les animaux âgés souffrant d'une hyperplasie, mais l'augmentation de la taille peut aussi avoir pour origine une prostatite ou une prolifération néoplasique. De plus, des kystes prostatiques peuvent être visualisés à l'échographie de la prostate [117].

Des cas de cryptorchidie ont été décrits chez des primates [77]. L'échographie est utile aussi pour la localisation du ou des testicules intra-abdominaux en vue d'une éventuelle chirurgie correctrice.

Echographie des ovaires

La fixité de ces organes pourrait être un facteur favorisant leur identification, pourtant les ovaires sont rarement échographiés. Plusieurs raisons peuvent expliquer cette constatation : organe de petite taille, structure dense entourée d'une bourse adipeuse importante, et présence toute proche des anses intestinales qui rendent cette région difficilement exploitable.

En cas de pathologie chez la femelle, l'échographie permet de visualiser les kystes ovariens ou les proliférations néoplasiques de l'ovaire. Ces pathologies sont courantes chez les primates non humains. Au niveau de l'utérus, il est possible de mettre en évidence un pyomètre ou des tumeurs [78].

L'échographie est aujourd'hui largement employée en gynécologie. Dans le cadre de l'élevage en captivité (parc zoologique par exemple), cette méthode aide les vétérinaires à confirmer ou infirmer un diagnostic de gestation. C'est un examen qui gagnerait pourtant à être approfondi, l'interprétation des images se révélant très simple et riche d'enseignements. Elle permet un diagnostic très précoce de gestation et éventuellement le dénombrement des fœtus chez les espèces à gestation multiples [117]. Il est aussi possible d'estimer approximativement le moment de la parturition grâce à des mesures standard du fœtus [142]. A notre connaissance, rien de semblable n'a encore été réalisé chez les lémuriens.

III.B.5.4. Echocardiographie

L'échocardiographie est une technique particulièrement adaptée pour apprécier des modifications du cœur et des gros vaisseaux et pour évaluer les répercussions hémodynamiques des dysfonctionnements cardiaques [36; 58; 161].

A notre connaissance, il n'existe pas de valeurs de référence échocardiographiques chez les lémuriens. Par contre, ce genre d'étude a déjà été fait chez le macaque [88] avec des méthodes non invasives [79; 152; 167; 175] et invasives [41; 109; 114; 161]. C'est ainsi que certaines anomalies cardiaques congénitales ont pu être détectées chez le macaque [104]. L'échocardiographie est d'ailleurs une technique de référence chez de nombreuses espèces pour le diagnostic *in vivo* des affections cardiaques : homme [15], chien [32], chat [107; 108], macaque [104], rat [33], etc.

CHAPITRE 2 :

ETUDE EXPERIMENTALE



Eulemur fulvus fulvus

I. MATERIELS ET METHODES :

Rappelons que le but de cette étude est de fournir chez une espèce de lémurien (*Eulemur fulvus*) des données anatomiques pouvant servir de base de référence aussi bien à visée médicale que pour la recherche : coupes topographiques et tomodensitométriques du thorax, de l'abdomen et du bassin pour application à la pratique de l'échographie de plusieurs organes. Préalablement à la réalisation des coupes et à l'imagerie, nous avons disséqué deux animaux afin d'observer les organes *in situ* et les situer précisément. Nous avons également préparé un squelette complet pour mettre en évidence les principales particularités spécifiques pouvant servir de repère lors d'un examen par imagerie.

I.A. ANIMAUX

Dans le cadre de préparation de ma Thèse (en cotutelle), le Ministère de l'Environnement, des Eaux et Forêts Malgaches, Département de la Préservation de la Biodiversité, par le biais de L'Institut Pasteur de Madagascar, m'a donné des cadavres de lémuriens bruns (deux mâles et une femelle) pour en faire la dissection et pour la réalisation des coupes topographiques et tomodensitométriques. Deux cadavres, un mâle et une femelle, ont été ramenés en France avec les autorisations des deux pays, CITES (cf. Annexes 8 et 9). Un cadavre était destiné pour la dissection, puis l'ostéologie.

Nous avons également bénéficié du prélèvement d'un cœur et de deux reins (gauche et droit) de lémurien brun provenant d'Antananarivo (Madagascar) avec l'autorisation du Ministère de l'Environnement des Eaux, et Forêts, Département de la Préservation de la Biodiversité. Fixés dans une solution de formaldéhyde, ce cœur et ces deux reins ont servi à la réalisation d'un examen anatomique préalable à l'étude échographique : dissection pour l'observation de la morphologie interne et externe (Fig. 22) et pour la mise en évidence des particularités cardiaques et rénales.

Seize lémuriens bruns vivants (*Eulemur Fulvus*), issus d'un élevage privé à Aussillon (81200 France) répondant à la réglementation française, ont été utilisés. Ces animaux sont considérés

comme sains car régulièrement suivis par un vétérinaire et ne présentant aucune anomalie à l'examen clinique et à l'échographie. Ces animaux vivent dans une infrastructure qui ressemble à un petit parc zoologique.

Nous avons échographié neuf mâles et sept femelles d'un poids moyen de 1.83kg (de 1.27 à 2.77kg) et d'un âge moyen de 5 ans avec les vétérinaires de la société SCANVETO.

I.B. PREPARATION DU SQUELETTE

Après la dissection, nous avons récupéré les os d'un des cadavres puis nous les avons préparés en les soumettant à l'action de bactéries (*). Les os restent 30 jours dans un bain à 30°C comprenant 10g de bactéries pour 10l d'eau, puis dans un bain d'eau oxygénée à 10% pendant 36 heures.

Nous avons ensuite photographié chaque os sous différentes incidences avec deux appareils photos numériques (NIKON D 100 et CANON IXUS 60).

Enfin, nous avons fait le montage d'un squelette complet (Fig. 5).



Figure 5 : Squelette d'un lémurien brun (*Eulemur fulvus*).

* : BIOLET PACK, produit à base de micro-organismes, d'enzymes, d'éléments nutritifs et d'agent technique (régulateur pH). Aspect : poudre blanchâtre en sachet hydrosoluble. Densité apparente : 0.75-0.95. Nombre de bactéries : 80 millions par grammes. Laboratoires CEETAL, BP 39 – 42001 St Etienne Cedex – France.

I.C. DISSECTIONS

En raison des très grandes difficultés rencontrées pour nous procurer des cadavres de lémuriens, nous avons mis à profit la dissection non seulement pour l'étude des viscères mais aussi pour celle des muscles qui fait l'objet d'un autre travail en cours. L'animal a été dépouillé puis les muscles des plans superficiels ont été disséqués sans aucune section pour atteindre les plans profonds. Des clichés photographiques du cou et du tronc ont été réalisés en incidences dorsale, ventrale, et latérale. Pour les membres, des clichés médiaux et latéraux ont été pris sur les membres entiers ainsi que de façon plus rapprochée pour chaque segment. Ensuite, une incision médiane de la ligne blanche a permis d'accéder aux viscères abdominaux et pelviens qui ont été examinés plan par plan avec prise de clichés à chaque étape.

Les viscères thoraciques ont été observés par voie caudale, en retirant le diaphragme ou par abord latéral par section des côtes. Chaque organe a ensuite été retiré, examiné, photographié sous plusieurs incidences, puis fixé et conservé dans une solution de formaldéhyde à 10%.

I.D. COUPES TOPOGRAPHIQUES

Les coupes topographiques ont été réalisées sur deux cadavres congelés, un mâle et une femelle, qui avaient au préalable été radiographiés par coupes tomодensitométriques. Les animaux avaient été congelés avec la colonne vertébrale en extension, en prenant soin de conserver une orientation rectiligne.

Préalablement, des radiographies (*) de la totalité du cou et du tronc en incidences latérales (Fig. 6), le but étant d'avoir des repères squelettiques précis. C'est pourquoi des épingles ont été placées tous les quatre centimètres sur la ligne du dos pour servir de repère par rapport aux vertèbres lors de la réalisation des coupes.

Les coupes ont été faites avec une scie à ruban de menuisier à denture fine, environ tous les demi-centimètres.

* : L'appareil radiographique est réglé à 100% de la taille de l'animal

** : Scie à ruban, marque : HERCH

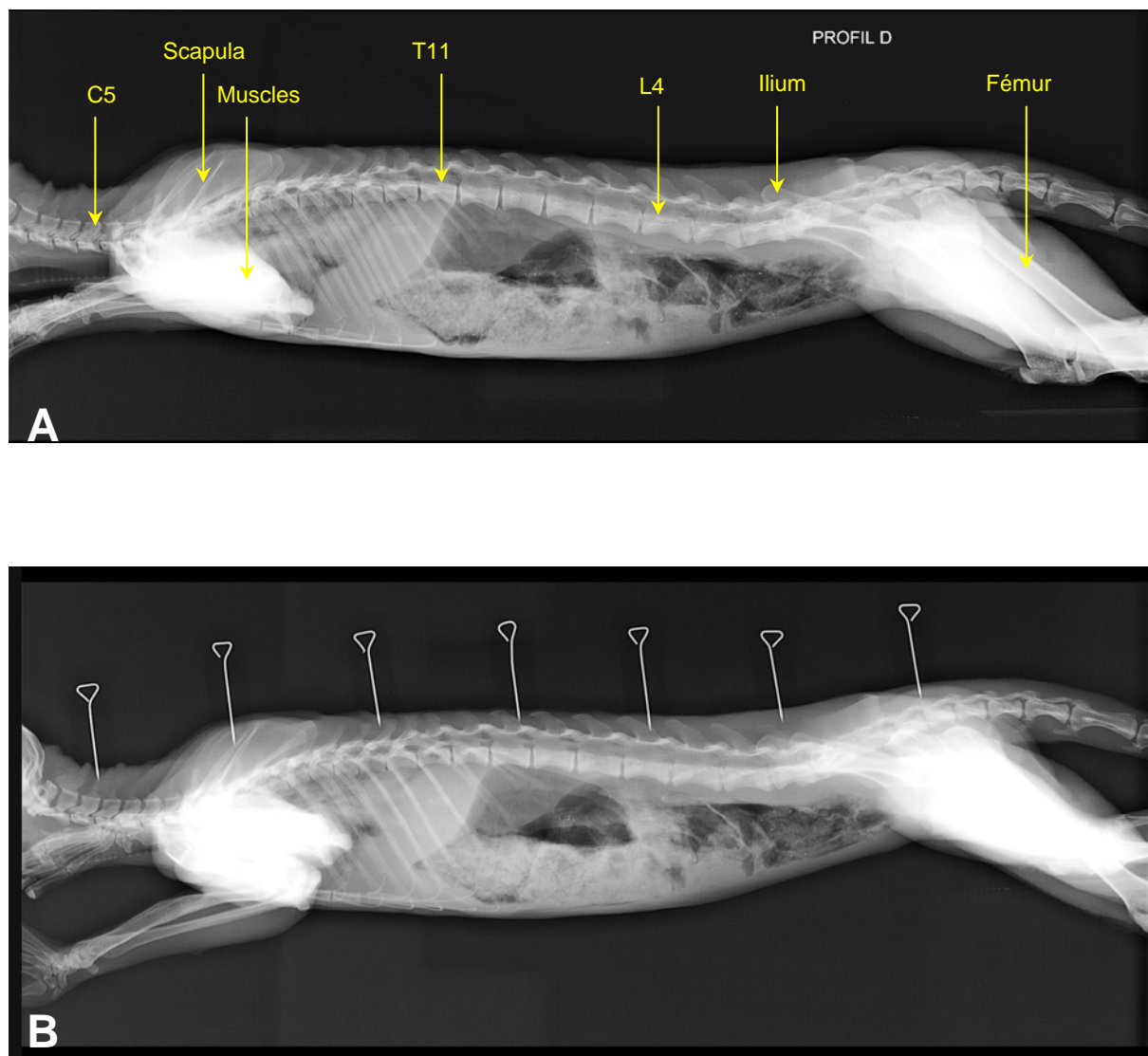


Figure 6 : Radiographie d'un lémurien brun en incidence latéro-latérale.
A : sans repère, **B** : avec repères pour localiser les coupes topographiques

Afin d'éviter la décongélation et d'obtenir le meilleur rendu possible des surfaces de coupe, nous avons procédé en trois étapes.

- 1^{ère} étape : coupe de l'animal en trois blocs.
- 2^{ème} étape : chaque bloc est découpé en quatre tranches.
- 3^{ème} étape : chaque tranche est découpée en deux.

Certaines tranches ont fait l'objet de recoupes de manière à préciser plus finement la topographie de certains organes (les reins par exemple).

Chaque coupe a été photographiée en vue caudale toujours à la même distance après avoir nettoyée à l'alcool 90° et légèrement déshydraté la surface.

Pour l'interprétation anatomique, nous avons été ensuite amenés à disséquer chaque coupe pour vérifier l'identification des structures et leur localisation topographique par comparaison avec ce qui avait été observé à la dissection.

I.E. COUPES TOMODENSITOMETRIQUES (SCANNER)

Les coupes tomodensitométriques ont été effectuées sur deux cadavres congelés (un mâle et une femelle) qui ont ensuite servi à la réalisation des coupes anatomiques topographiques.

- L'examen a été réalisé à la clinique SCANVETO de Toulouse (*) à l'aide d'un appareil scanner PHILIPS (**).
- L'animal a été placé en décubitus ventral (Fig. 7).
- L'examen a été réalisé en quatre séries de clichés avec des réglages différents :

1^{ère} série : « tête » : 40 coupes

2^{ème} série : « tête et cou » : 56 coupes

3^{ème} série : « cou et thorax » : 72 coupes

4^{ème} série : « abdomen et bassin » : 125 coupes

- L'appareil permet une reconstruction tridimensionnelle et donc l'obtention de coupes longitudinales et de coupes dorsales.

L'appareil est à double barrette (détecteur), c'est-à-dire un récepteur associé qui permet de tourner ensemble à peu près de 90°.

* : SCANVETO de Toulouse – 45, Avenue de Toulouse 31650 SAINT ORENS (tel : 05 61 32 14 87)

** : un appareil PHILIPS SCAN HELICOIDAL, TAOM x 8000 Dual-slice.



Figure 7 : Scanner d'un lémurien brun (*Eulemur fulvus*).

I.F. ANESTHESIE

Les seize lémuriens vivants de cette étude qui ont été explorés par échographie ont subi une préparation préalable à l'examen. Ils ont d'abord été soumis à une diète hydrique de 12 heures avant les manipulations. En effet, pour toute manipulation de lémuriens comme pour celle des primates non humains, l'anesthésie générale est indispensable pour la réalisation d'un examen échographique, [130; 159; 173]. Les animaux ont reçu, dix minutes avant les manipulations, une injection intramusculaire d'hydrochloride de kétamine (Clorketam 1000, Vétquin, Lure, France) à la dose de 10mg/kg. Cet anesthésique est celui qui est actuellement préconisé chez les primates [88]. Ils ont ensuite subi une tonte large de la région thoracique suivie d'un nettoyage de la peau à l'alcool.

Une fois les animaux anesthésiés, le choix de la position dépend de l'organe examiné comme chez tous les primates non humains [51; 52; 62], le décubitus latéral étant la position la plus fréquente.

I.G. ECHOGRAPHIES

Nous avons utilisé un appareil échographique portable, General Electric Ultrasound (VIVID – I, USA) avec une sonde de fréquence 7Mhz pendant toute l'échographie. Nous avons bénéficié de l'aide d'un vétérinaire spécialisé en échographie de la société SCANVETO. Nous avons toujours utilisé un gel acoustique entre la peau de l'animal et la sonde.

Nous avons ciblé trois organes pour les échographies : le cœur, les reins et les glandes surrénales. Les autres organes abdominaux (foie, prostate, vessie ...) ont été échographiés au passage mais n'ont pas fait l'objet de mesures systématiques. Si nous avons surtout insisté sur le cœur et le rein c'est en raison de la prévalence des affections de ces organes chez les lémuriens et du nombre conséquent de publications relatives au sujet chez les primates non humains.

L'effet Doppler a été utilisé pour apprécier le flux sanguin et notamment la vitesse du sang. Pour obtenir un débit, le diamètre du vaisseau doit aussi être pris en compte. L'**index de résistivité** représente la différence entre la systole et la diastole divisée par la vélocité en systole. On obtient ainsi une **grandeur sans unité** qui ne dépend ni de l'angle du faisceau ultrasonore ni du diamètre du vaisseau.

I.G.1. Echographie des reins

Tous les examens ont été réalisés en position assise ou couchée : décubitus latéral et dorsal. Ces positions sont préconisées dans les études chez les primates non humains [51; 52; 62]. Ces différentes positions sont nécessaires à la localisation des reins puis à la prise de mesures.

- Mode bidimensionnel : nous avons mesuré la longueur des reins en coupe longitudinale et la largeur en faisant tourner la tête de la sonde de 90° pour obtenir une coupe transversale passant par le hile rénal.
- Doppler énergie ou Power Doppler : une fois les coupes échographiques réalisées, la vascularisation rénale (artère rénale, veine rénale et vaisseaux interlobaires) fût observée par écho Doppler. Cette technique permet aussi d'évaluer la vitesse sanguine rénale

(Bude and Rubin, 1996). La distinction entre l'artère et la veine rénale se fait en suivant la direction du flux sanguin (venant de l'aorte et allant vers la veine cave caudale). Pour ce faire, nous avons délimité une fenêtre autour du rein pour enregistrer la vitesse du flux et le diamètre de l'artère rénale.

- Analyse statistique : chaque animal a été pesé et nous avons comparé le poids avec la surface rénale (estimation : longueur x largeur) grâce au coefficient de corrélation de Pearson. Le test de Student a été utilisé pour apprécier les différences entre les surfaces rénales, l'épaisseur de la corticale, la vitesse du flux artériel et le diamètre des artères rénales des reins droit et gauche et en fonction du sexe.

I.G.2. Echographie du cœur

L'électrocardiogramme a toujours été effectué en même temps que l'examen échocardiographique grâce au même matériel.

- Mode BD : Les images en mode BD ont été obtenues essentiellement par les fenêtres parasternales droites qui ont permis d'effectuer des coupes « grand axe » et « petit axe » en tournant simplement de 90° le transducteur, positionné perpendiculairement à la paroi thoracique. Les coupes « grand axe » (Fig. 151) sont parallèles au grand axe du cœur c'est-à-dire de l'apex à la base du cœur. Les coupes « petit axe » sont perpendiculaires au grand axe du cœur (Figs. 152A et 152B). La voie parasternale gauche a été surtout utilisée pour le mode Doppler.
- Mode TM : En mode TM, les paramètres mesurés ont été les diamètres télédiastoliques et télésystoliques des ventricules droit et gauche, les épaisseurs télédiastolique et télésystolique du septum interventriculaire et de la paroi libre du ventricule gauche, l'épaisseur télésystolique de la paroi libre du ventricule droit, et enfin, les diamètres de l'aorte et de l'atrium gauche en télédiastole. Les mesures télédiastoliques sont réalisées au début de l'onde Q de l'électrocardiogramme. Les mesures télésystoliques, sont réalisées au moment de l'excursion maximale du septum vers la paroi libre du ventricule gauche [44]. Nous avons calculé la fraction de raccourcissement (FR) qui est l'indice de la fonction ventriculaire gauche le plus utilisé [10, 36]. $FR = (Dd - Ds) / Dd$ en %.

- Mode Doppler : En mode Doppler, la vitesse du flux sanguin dans l'aorte (VAo) et dans le tronc pulmonaire (VTp) ainsi que la vitesse du flux mitral correspondant aux remplissages protodiastolique (E) et présystolique (A) du ventricule gauche ont été mesurées. À l'écran, les enregistrements en mode TM ou en mode Doppler pulsé, sont toujours accompagnés de l'image synchronisée correspondante en mode BD (Figs. 153 et 154).
- Analyse statistique : Les résultats des mesures obtenues par échocardiographie ont été soumis à des tests de régression linéaire et d'analyse de variance pour voir s'il existait des différences liées à l'âge ou au sexe.

I.H.3. Echographie des autres organes

Les organes suivants ont été échographiés : le tube digestif, la prostate, l'ovaire, la vessie, et les glandes surrénales. Ces organes ont été mesurés, mais les mesures n'ont pas tout fait l'objet d'analyse statistique en raison du nombre insuffisant de certaines données recueillies.

- Tube digestif : Les structures digestives sont identifiées grâce à l'observation des mouvements péristaltiques. L'animal est en décubitus dorsal et latéral gauche ou droit. L'axe de la coupe (transverse, longitudinal ou oblique) est défini par rapport à celui de la lumière digestive.
- Prostate : L'examen de la prostate a été fait à partir du repérage de la vessie en vue sagittale ou transverse. Le déplacement de la tête de la sonde (transducteur) vers le trigone vésical nous a permis de repérer la prostate. L'animal est en décubitus latéral ou dorsal. Comme la prostate est petite, souvent il a été difficile de visualiser la glande même en déplaçant la sonde.
- Ovaire : L'animal est en décubitus dorsal. Comme c'est un organe de petite taille, il n'est pas aisé de le repérer pour chaque animal.
- Vessie : La vessie est repérable facilement quand elle est pleine. L'épaisseur de la paroi vésicale est variable : quand la vessie est pleine, la paroi est fine, quand elle est vide, la paroi est épaisse. L'animal est en décubitus latéral ou dorsal. Nous avons mesuré la vessie en coupe longitudinale et transversale.
- Glandes surrénales : L'examen des glandes surrénales a été réalisé avec le même principe que pour les reins : même positions de l'animal et même orientation de la

sonde. Nous avons mesuré la longueur et la largeur des glandes surrénales pour chaque animal.

- Foie : L'examen du foie nous permet d'observer le parenchyme hépatique, les vaisseaux sanguins et les voies biliaires. L'animal est en décubitus dorsal, la sonde est ventrale juste caudale à l'arc costal. La taille du foie est évaluée en tenant compte de la position et de l'orientation de la sonde. Nous avons visualisé le foie en utilisant une fenêtre acoustique et en orientant la sonde crânio-dorsalement. En pivotant la sonde de gauche à droite et de haut en bas, nous avons pu réaliser un examen complet de cet organe.
- Rate : L'animal est en décubitus latéral et dorsal, la sonde est du côté gauche. Nous avons mesuré l'épaisseur la rate en tenant compte que l'évaluation objective de la taille de la rate par échographie est difficile.

II. RESULTATS :

II.A. OSTEOLOGIE

Les résultats sont présentés sous forme de photographies (Figs. 8 à 20) présentant les os du squelette axial et du squelette appendiculaire sous différentes incidences. La légende n'est pas exhaustive et ne présente que les particularités spécifiques les plus notables pouvant être utilisées en imagerie. Pour le squelette appendiculaire, les autopodes ne sont pas présentés.

II.A.1. Squelette axial

Le crâne et la face sont allongés. L'orbite est fermée en arrière par une arcade complète formée par le processus frontal de l'os zygomatique et le processus zygomatique de l'os frontal (Fig. 8). Dans le fond de cette cavité, l'os palatin s'insinue jusqu'à l'os lacrymal. L'os temporal présente une bulle tympanique. L'orbite communique largement avec la fosse temporale et la bulle tympanique est très développée.

La mandibule (Fig. 9) se caractérise par un processus coronoïde court et par l'existence d'un processus angulaire.

La formule dentaire est la suivante : Incisives (I) 2/2 – Canine (C) 1/1 – Prémolaires (PM) 2/2 – Molaires (M) 3/3.

La colonne vertébrale est composée de : sept vertèbres cervicales, douze vertèbres thoraciques, sept vertèbres lombaires, trois vertèbres sacrées et plus de vingt vertèbres caudales.

Vertèbres cervicales : Les vertèbres cervicales ont des corps courts. L'atlas est court, le trou transversaire n'existe pas. L'axis possède un processus épineux très haut. La dent de l'axis a une forme colletée (Fig. 10).

Vertèbres thoraciques : Les processus épineux sont aplatis en forme de lames. La vertèbre anticlinale est la 10^{ème} vertèbre thoracique. Le processus épineux le plus élevé appartient à la première vertèbre thoracique (Fig. 11).

Vertèbres lombaires : Les processus épineux, dirigés crânialement sont aplatis et en forme de crochet. Les processus transverses sont petits sur les trois premières vertèbres et de plus en plus développés caudalement. Ils sont en forme de lame orientés crânialement et ventralement. Il existe une crête ventrale sur les corps vertébraux (Fig. 12).

Vertèbres sacrées : Les processus épineux du sacrum (crête sacrale médiane) ne sont pas fusionnés. Il existe, dorsalement, une crête sacrale intermédiaire de chaque côté du sacrum. Les ailes de sacrum sont courtes (Fig. 13).

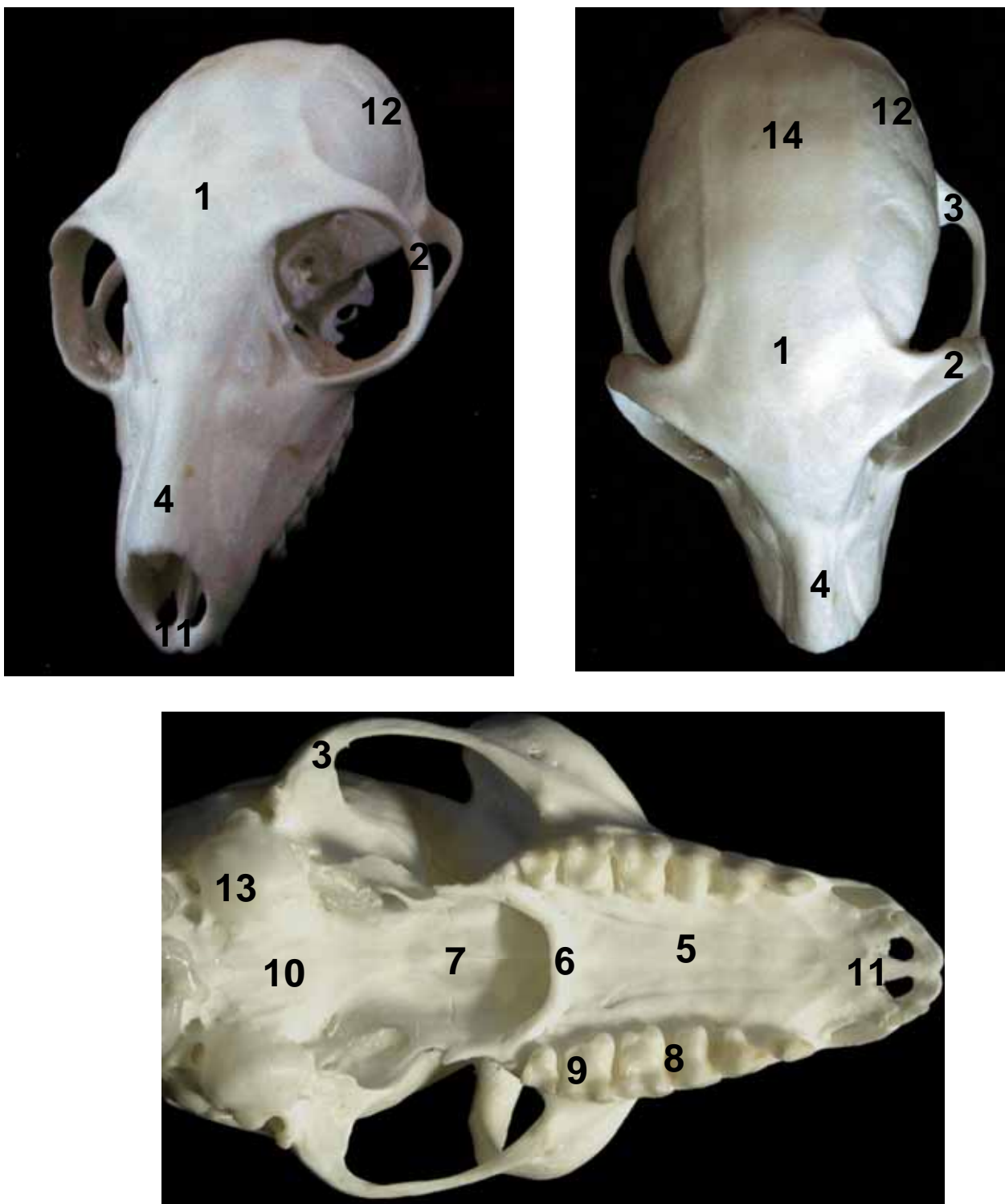


Figure 8 : Tête osseuse d'*Eulemur fulvus*. 1: Os frontal, 2: orbite fermée par une arcade complète, 3: Processus zygomatic (os temporal), 4: Os nasal, 5: Processus palatin (os maxillaire), 6: Os palatin, 7: Os présphénoïde, 8: Prémolaires, 9: Molaires, 10: Partie basilaire (os occipital), 11: Os incisif, 12: Os pariétal, 13: Bulle tympanique. 14: Os pariétal.

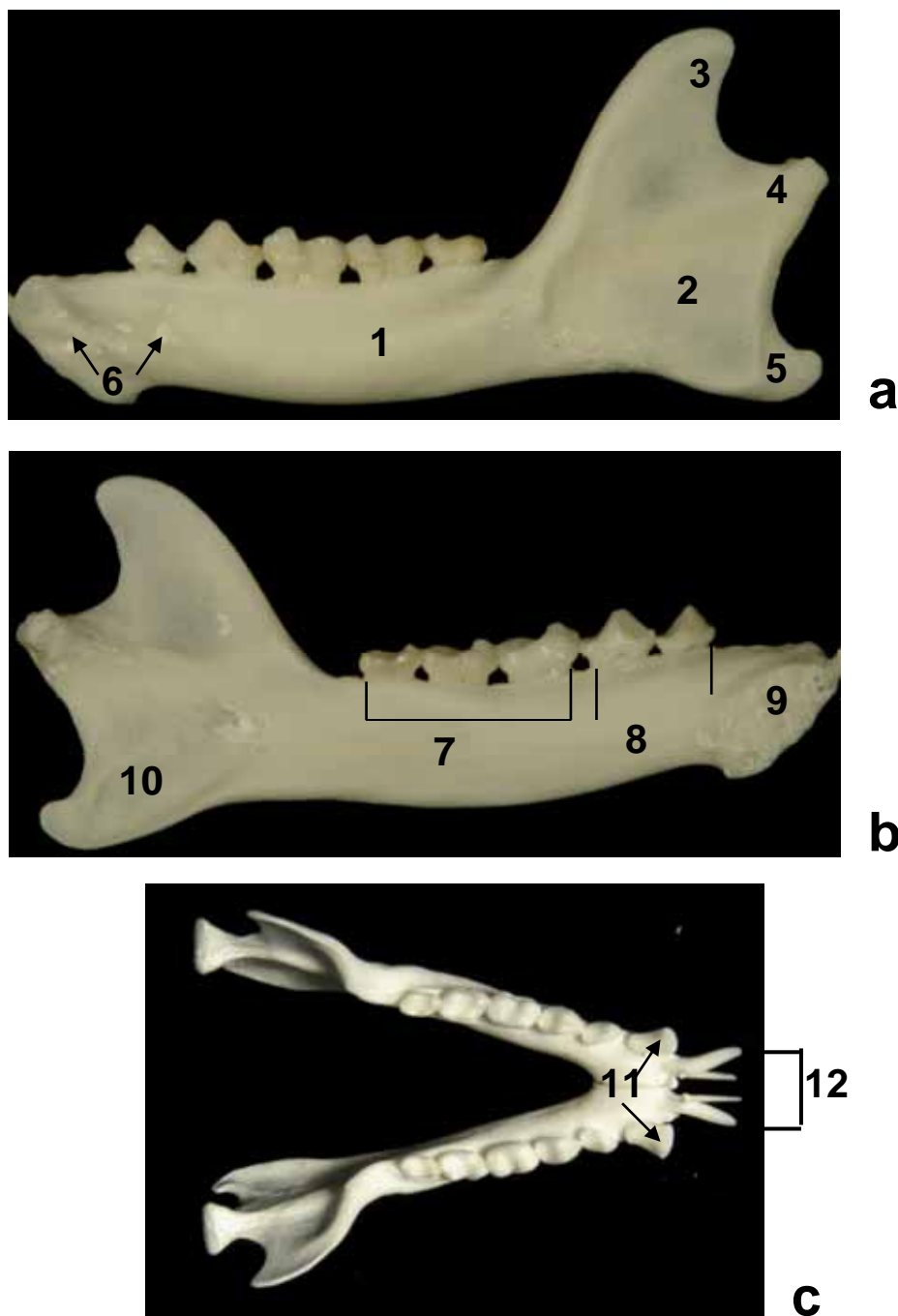


Figure 9: Mandibule d'*Eulemur fulvus*. **a:** Vue latérale, **b:** vue médiale, **c:** Vue dorsale de la mandibule complète. **1:** Partie molaire (corps de la mandibule), **2:** Fosse massétérique, **3:** Processus coronoïde, **4:** Processus condyloire (tête de la mandibule), **5:** Processus angulaire, **6:** trous mentonniers, **7:** Molaires, **8:** Prémolaires, **9:** Articulation intermandibulaire, **10:** Fosse ptérygoïdienne, **11:** Canine, **12:** Incisives.

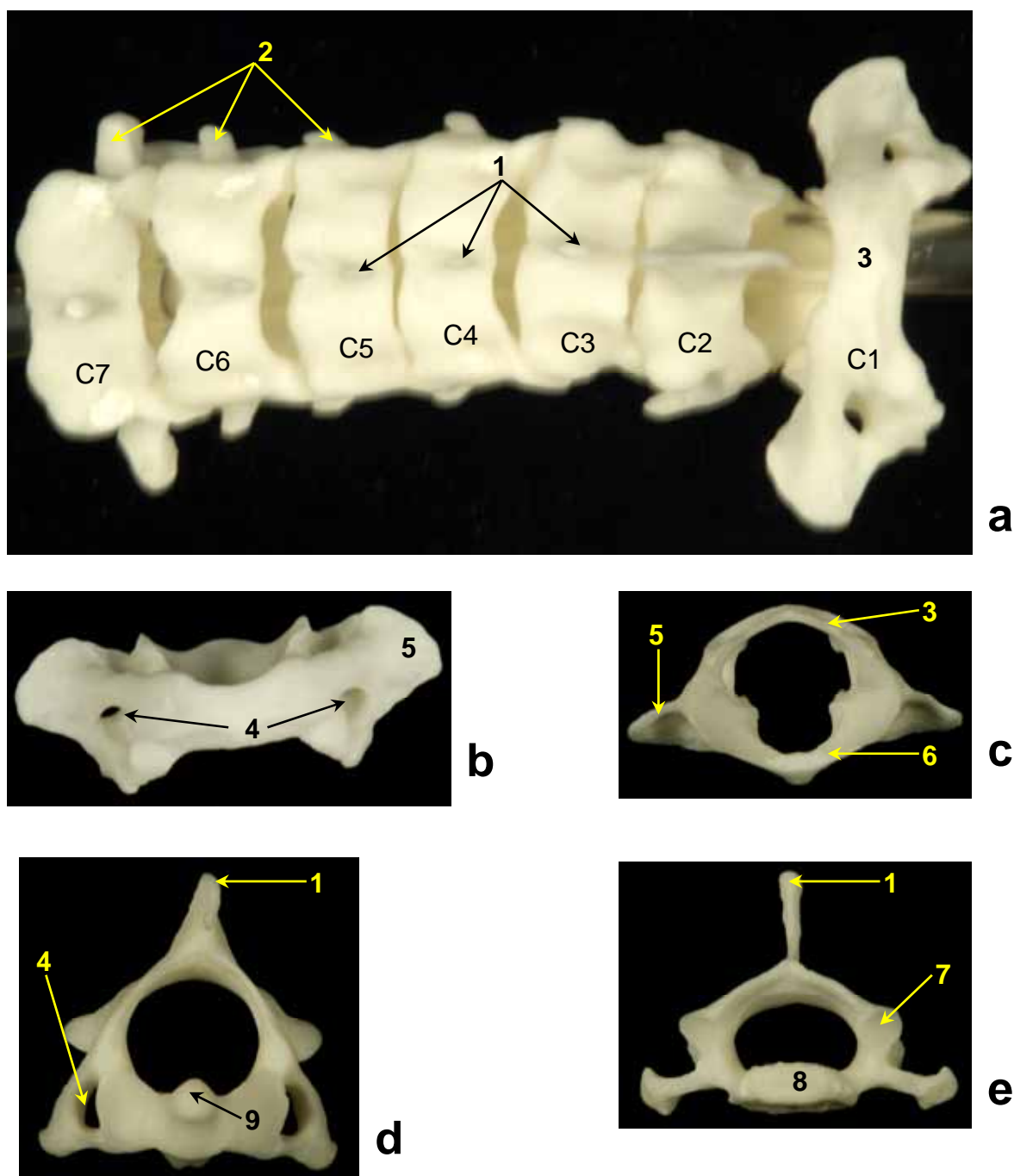


Figure 10: Vertèbres cervicales d'*Eulemur fulvus*. **a:** Colonne cervicale complète de C1 à C7, **b:** Atlas vue dorsale, **c:** Atlas vue crâniale, **d:** axis vue crâniale, **e:** dernière vertèbre cervicale, proéminente, vue crâniale. **1:** Processus épineux, **2:** Processus transverses, **3:** Arc dorsal, **4:** Trou vertébral latéral, **5:** Aile de l'atlas, **6:** Arc ventral, **7:** Processus articulaire, **8:** Tête vertébrale, **9:** Dent de l'axis.

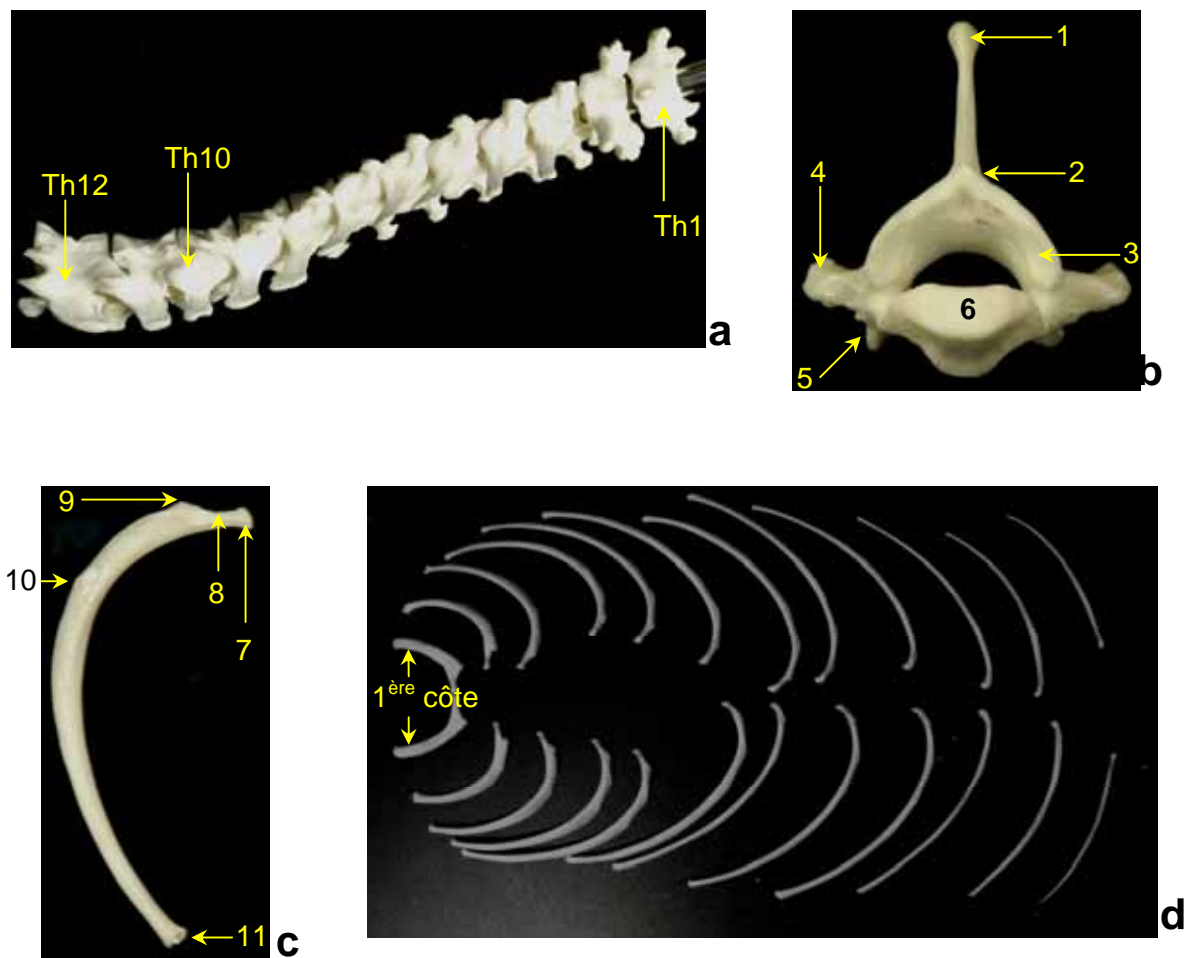


Figure 11: Vertèbres thoraciques et côtes d'*Eulemur fulvus*. **a:** Colonne thoracique complète de Th1 à Th12, **b:** Vertèbre thoracique vue crâniale, **c:** Côte, **d:** Les douze côtes complètes, **1:** Processus épineux, **2:** Arc dorsal, **3:** Processus articulaire, **4:** Processus transverse, **5:** Processus articulaire costal, **6:** Tête vertébrale, **7:** Tête costale, **8:** Col de la côte, **9:** Tubercule de la côte, **10:** Angle de la côte, **11:** Articulation costo-chondrale.

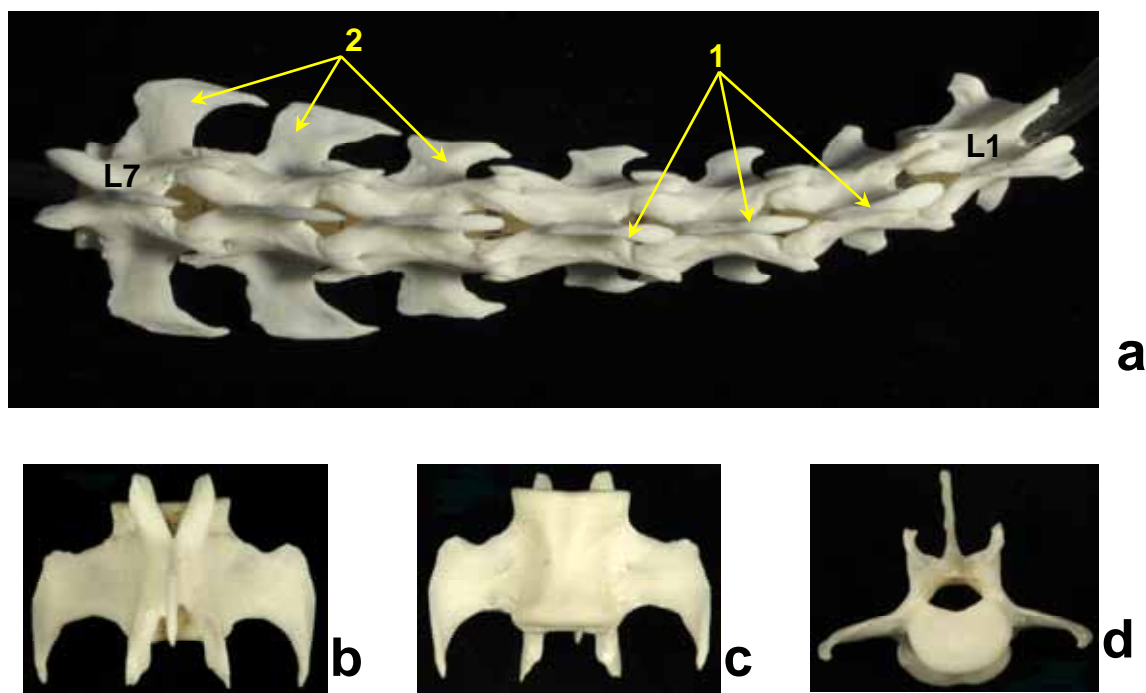


Figure 12: Vertèbres lombaires d'*Eulemur fulvus*. **a:** Colonne lombaire complète de L1 à L7, **b:** L1 vue dorsale, **c:** L1 vue ventrale, **d:** L1 vue crâniale. 1: Processus épineux, 2: Processus transverse.

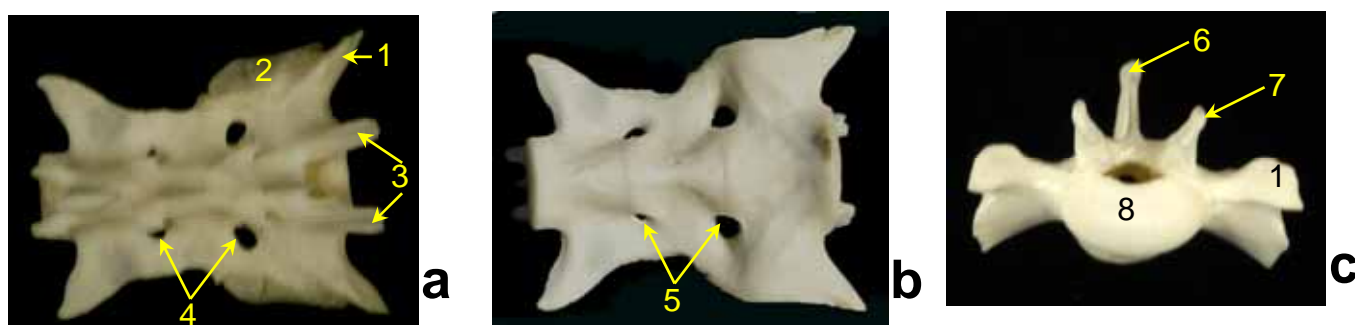


Figure13: Vertèbres sacrées d'*Eulemur fulvus*. **a:** Sacrum vue dorsale, **b:** Sacrum vue ventrale, **c:** Sacrum vue crâniale, 1: Aile du sacrum, 2: Surface articulaire des ailes, 3: Processus articulaire crânial, 4: Trou sacral dorsal, 5: Trou sacral ventral, 6: Crête sacrale médiane, 7: Crête sacrale intermédiaire, 8: Tête de la 1^{ère} vertèbre sacrale.

✚ II.A.2. Squelette appendiculaire

II.A.2.1. Ceinture et membre thoracique

- **La clavicule**

La clavicule est présente, bien développée, elle unit l'acromion (processus hamatus) de la scapula au sternum (Fig. 14).

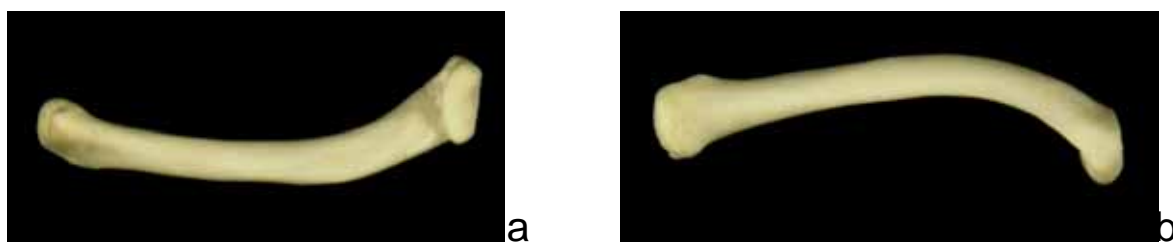


Figure 14: Clavicule gauche d'Eulemur fulvus. **a:** vue dorsale, **b:** vue ventrale.

- **La scapula :**

La face latérale est divisée en deux fosses presque égales par une épine scapulaire saillante et un peu étirée en arrière (Fig. 15). L'acromion est saillant et porte deux processus : le processus hamatus et le processus suprahamatus. Le bord caudal est épais. Le cartilage scapulaire n'existe pas. L'angle ventral contient la cavité glénoïdale avec le tubercule supraglénoïdal qui est étiré et se courbe vers l'arrière. Le processus coracoïde est très allongé. La face médiale ou costale possède une fosse subscapulaire bien marquée.

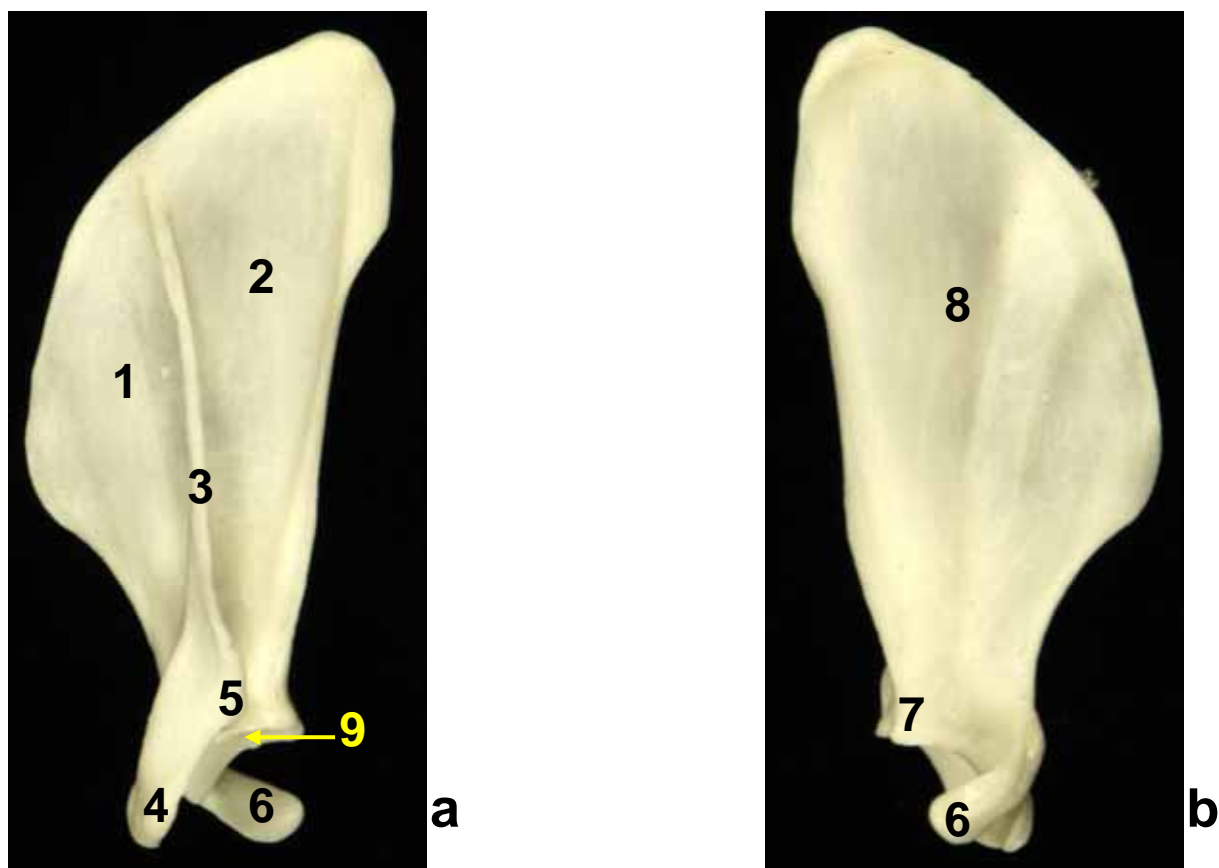


Figure 15: Scapula gauche d'*Eulemur fulvus*. **a:** Face latérale, **b:** Face médiale ou costale. **1:** Fosse supra-épineuse, **2:** Fosse infra-épineuse, **3:** Epine scapulaire, **4:** Processus hamatus (acromion), **5:** Processus suprahamatus (acromion), **6:** Tubercule supraglénoidal, **7:** Tubercule infraglénoidal, **8:** Fosse sous scapulaire, **9:** Cavité glénoidale.

- **L'humérus**

Il n'existe pas de sillon intertuberculaire entre le tubercule majeur et le tubercule mineur. Le tubercule majeur ne dépasse pas la tête humérale (Fig. 16). Le tubercule mineur est très faible. La ligne tricipitale est peu développée, par contre, la tubérosité du grand rond est très marquée. La tubérosité deltoïdienne est très saillante et très allongée.

A l'extrémité distale, le capitulum est bien marqué. La fosse coronoïdienne est bien développée. On note la présence d'un trou supracondylien.

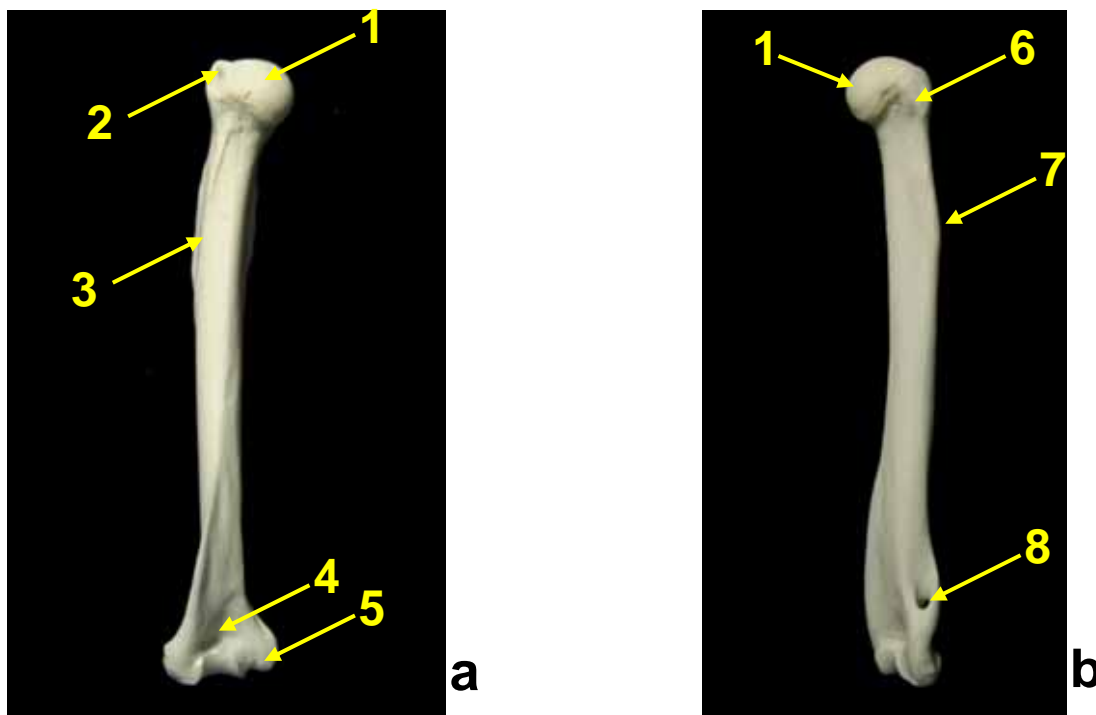


Figure 16: Humérus gauche d'Eulemur fulvus. **a:** Vue caudale, **b:** Vue médiale. **1:** Tête de l'humérus, **2:** Tubercule majeur, **3:** Tubérosité deltoïdienne, **4:** Fosse olécrânienne, **5:** Capitulum, **6:** Tubercule mineur, **7:** Tubérosité du grand rond, **8:** Trou supracondylien.

- **Le radius et l'ulna**

L'avant bras est formé par deux os bien distincts, le **radius** et l'**ulna** (Fig. 17) qui permettent de larges mouvements de pronation et de supination. L'espace interosseux est très large.

La tubérosité du radius, bien marquée, est allongée, c'est la crête radiale. Les processus coronoïdes latéral et médial sont volumineux et encadrent une incisure radiale étendue.

La tubérosité de l'olécrâne est très développée et porte une échancrure. Le processus anconé est saillant. Le processus styloïde ulnaire est bien développé et porte une surface articulaire pour le radius.

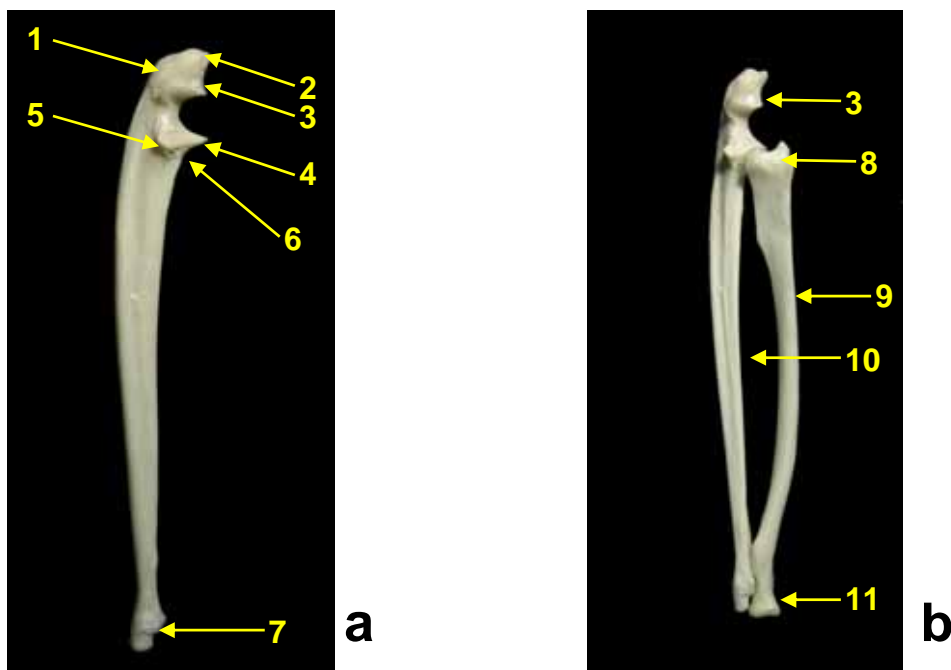


Figure 17: Os de l'avant bras gauche d'*Eulemur fulvus*. **a: Ulna, b: Radius et ulna**
 1: Olécrâne, 2: Tubérosité de l'olécrâne, 3: Processus anconé, 4: Processus coronoïde médial, 5: Processus coronoïde latéral, 6: Incisure radiale de l'ulna, 7: Processus styloïde ulnaire, 8: « Processus coronoïde » (extrémité de l'incisure trochléaire appartenant au radius), 9: Radius, 10: espace interosseux, 11: Processus styloïde radial.

- **La main**

Dans le squelette de la main, l'os central du carpe est libre, les cinq doigts sont bien développés avec un pouce opposable.

II.A.2.2. Ceinture et membre pelvien

- **La ceinture pelvienne**

Pour la partie moyenne de l'os coxal, la fosse acétabulaire est profonde, la surface semi-lunaire est unique, l'incisure acétabulaire est marquée et vaste (Fig. 18).

La petite échancrure sciatique est presque droite. L'épine sciatique est longue et basse avec une partie marquée vers l'arrière.

Les os iliaques sont longs et étroits, avec des crêtes divergentes et une courte symphyse, uniquement pubienne. La crête iliaque est rectiligne. L'épine iliaque dorso-crâniale est dans le prolongement de la grande échancrure sciatique. L'épine iliaque ventro-crâniale est en forme de crochet. Le trou obturé est très vaste, il est de forme triangulaire.

La branche de l'os ischium est très fine. La tubérosité ischiatique est bien marquée, elle est bicuspidée et étirée latéralement.

Le détroit caudal du bassin est étroit.

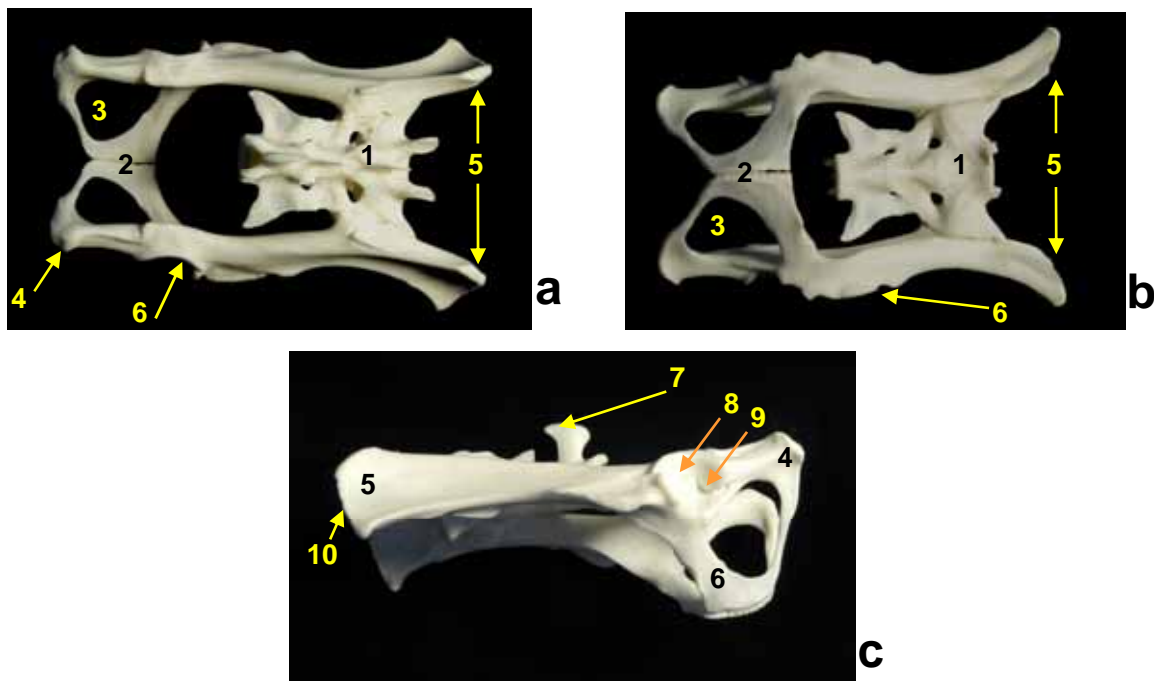


Figure 18: Bassin d'*Eulemur fulvus*. **a:** Vue dorsale, **b:** Vue ventrale, **c :** Vue latérale gauche. **1:** Sacrum, **2:** Symphyse pubienne, **3:** Trou obturé, **4:** Tubérosité ischiatique, **5:** Os iliaque, **6:** Pubis, **7:** Crête sacrale médiane, **8:** Acétabulum, **9:** Incisure acétabulaire, **10:** Crête iliaque

• Le fémur

La fosse de la tête fémorale est peu marquée, le col du fémur est épais. Le grand trochanter, simple, surplombe nettement la tête fémorale. Le petit trochanter est très développé. La ligne intertrochantérique est droite et verticale. La fosse trochanterique est très profonde et bordée latéralement par la crête intertrochantérique verticale. Il existe un troisième trochanter (Fig. 19).

Dans le genou (Fig. 19C), la patelle est très allongée, avec une base triangulaire qui remonte proximale-ment très haut entre les lèvres de la trochlée fémorale et un apex en forme de petite langue qui descend presque au niveau du plateau tibial distalement.

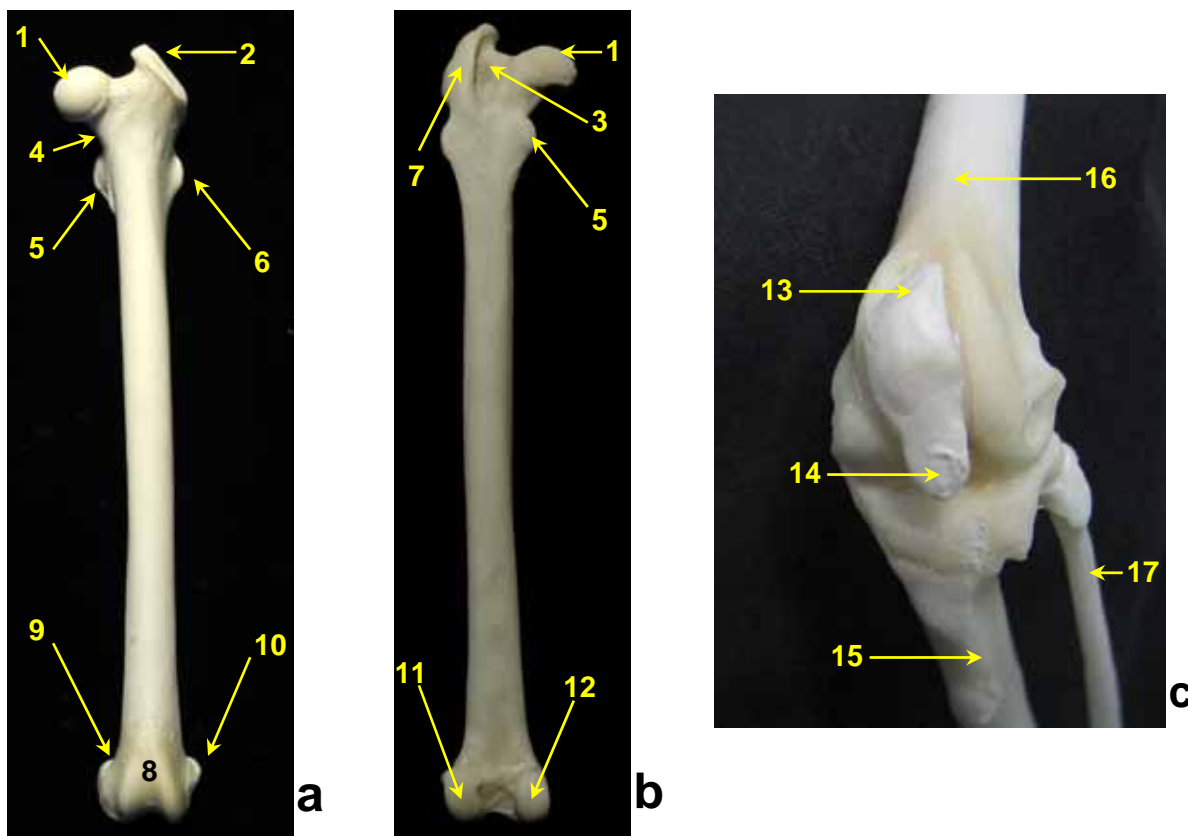


Figure 19: Fémur gauche et genou d'*Eulemur fulvus*. **a:** Vue crâniale, **b:** Vue caudale, **c :** Vue crâniale du grasset. 1: Tête du fémur, 2: Grand trochanter, 3: Fosse trochantérique, 4: Ligne trochantérique, 5: Petit trochanter, 6: Troisième trochanter, 7: Crête intertrochantérique, 8: Trochlée fémorale, 9: Épicondyle médial, 10: Épicondyle latéral, 11: Condyle latéral, 12: Condyle médial, 13: Base de la patelle, 14: Apex de la patelle, 15: Tibia (tubérosité tibiale), 16: Fémur, 17: Fibula.

- **Le squelette de la jambe**

Les deux os de la jambe (**tibia** et **fibula**) sont bien séparés et presque parallèles (Fig. 20C). La fibula est bien développée et non soudée au tibia.

La tubérosité du tibia est bien marquée et la crête **tibiale** se dirige latéralement (Fig. 20). Le plateau tibial large, possède une éminence intercondylienne basse.

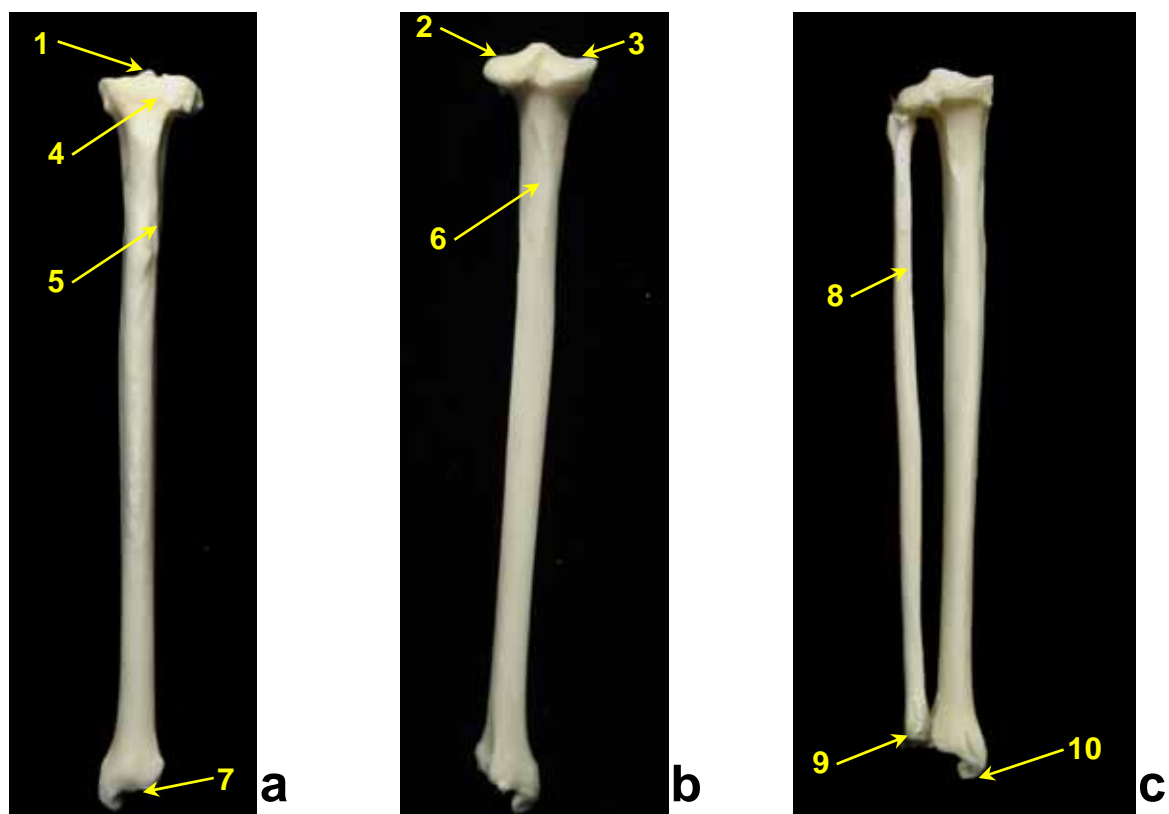


Figure 20: Jambe gauche d'*Eulemur fulvus*. **a:** Tibia vue crâniale, **b:** Tibia vue caudale. **c:** Tibia et Fibula. **1:** Éminence intercondylienne, **2:** Condyle latéral, **3:** Condyle médial, **4:** Tubérosité tibiale, **5:** Crête tibiale, **6:** Ligne poplitée, **7:** Cochlée du tibia, **8:** Fibula, **9:** Malléole latérale, **10:** Malléole médiale.

- **Le pied**

Le squelette du pied présente des modifications en rapport avec l'adaptation au saut : le calcanéum et l'os central sont allongés et prennent une forme en baguette. Les cinq doigts sont bien développés avec un pouce opposable.

II.B. RESULTATS DES DISSECTIONS

Les viscères ne sont présentés qu'à partir de la portion basse du cou sur les figures 21 à 35.

I.B.1. Appareil digestif

- L'œsophage est dévié à gauche de la trachée au bas du cou. Après son trajet médiastinal, il traverse le diaphragme par un hiatus œsophagien situé très près de l'orifice de la veine cave caudale (Fig. 21A).
- L'estomac (Figs. 31, 32) est simple, volumineux, placé juste caudalement au foie avec une grande courbure tournée ventralement et à gauche. Il est essentiellement situé du côté gauche de la cavité abdominale. Le pylore est situé à droite du plan médian, dorsalement par rapport au cardia. Le grand omentum est attaché à la grande courbure de l'estomac.
- Le duodénum descendant (Figs. 27, 28), situé dans le flanc droit, est extrêmement volumineux. Il n'y a pas de limite nette avec les parties transverse et ascendante résumées en une sorte de courbure prolongeant le duodénum descendant jusqu'au jéjunum.
- Le jéjunum (Figs. 28, 29) est appendu à un mésentère long. Il a un calibre relativement important, inférieur à celui du duodénum et non uniforme. Il occupe toute la partie ventrale et caudale de l'abdomen.
- L'iléon est court.
- Le caecum (Figs. 29, 30), assez volumineux, légèrement vrillé sur lui-même, n'est pas bosselé (sa surface est lisse), et se termine en un simple cul de sac dépourvu d'appendice vermiforme. Le caecum occupe la partie caudale et ventrale du flanc droit, il est placé caudalement et ventralement au duodénum descendant.
- Le colon ascendant (Fig. 31) semble prolonger directement le caecum crânialement et se place ventralement au duodénum descendant. Son calibre est sensiblement le même que celui de caecum.
- Le colon transverse (Figs. 31, 32) est très allongé, replié sur lui-même et décrit une anse en forme de U (épingle à cheveux), placé tout à fait ventralement et sensiblement dans le plan médian. La courbure qui sépare les deux branches du U est tournée caudalement, à peu près à mi-distance entre le processus xiphoïde du

sternum et le pubis. Le calibre du colon transverse est inférieur à celui du colon ascendant, sa surface régulièrement bosselée est parcourue par deux bandes charnues.

- Le colon descendant (Figs. 32, 33) prolonge directement le colon transverse en s'incurvant caudalement pour descendre ensuite en ligne droite vers l'entrée du bassin. Il est situé du côté gauche et dorsalement. Sa surface est lisse, il sert d'attache au grand omentum dans sa partie proximale courbe.
- Le pancréas (Figs. 29, 30) est relativement compact et de forme quadrangulaire. Il est placé le long du duodénum descendant et il touche l'estomac crânialement.
- Le foie (Figs. 27, 28, 31, 34) occupe une grande partie de la coupole diaphragmatique, légèrement plus étendu du côté droit que du côté gauche. Il possède une vésicule biliaire. Il est profondément lobé. Le lobe gauche est subdivisé en lobe médial gauche et en lobe latéral gauche. De même, du côté droit on trouve un lobe médial droit et un lobe latéral droit. Le lobe caudé, bien individualisé, possède un processus papillaire dédoublé et un processus caudé également dédoublé et extrêmement volumineux qui vient englober la moitié du rein droit dont il porte l'empreinte.

II.B.2. Appareil respiratoire

- La trachée (Fig. 21A) fait suite au larynx volumineux, situé assez bas dans le cou. Ses anneaux sont fermés dorsalement. Elle se termine par deux bronches principales. Il n'existe pas de bronche trachéale.
- Les poumons (Fig. 21) sont si profondément lobés, que les lobes sont indépendants entre eux. Du côté gauche, le lobe crânial est partiellement subdivisé en culmen et lingula. Le culmen est plus gros que la lingula. Le lobe caudal est totalement séparé du lobe crânial. Du côté droit on trouve trois lobes indépendants : un crânial, un moyen et un caudal. Le lobe moyen est un peu plus petit que les deux autres. Il existe de plus un lobe accessoire du poumon droit ou lobe azygos de petite taille.

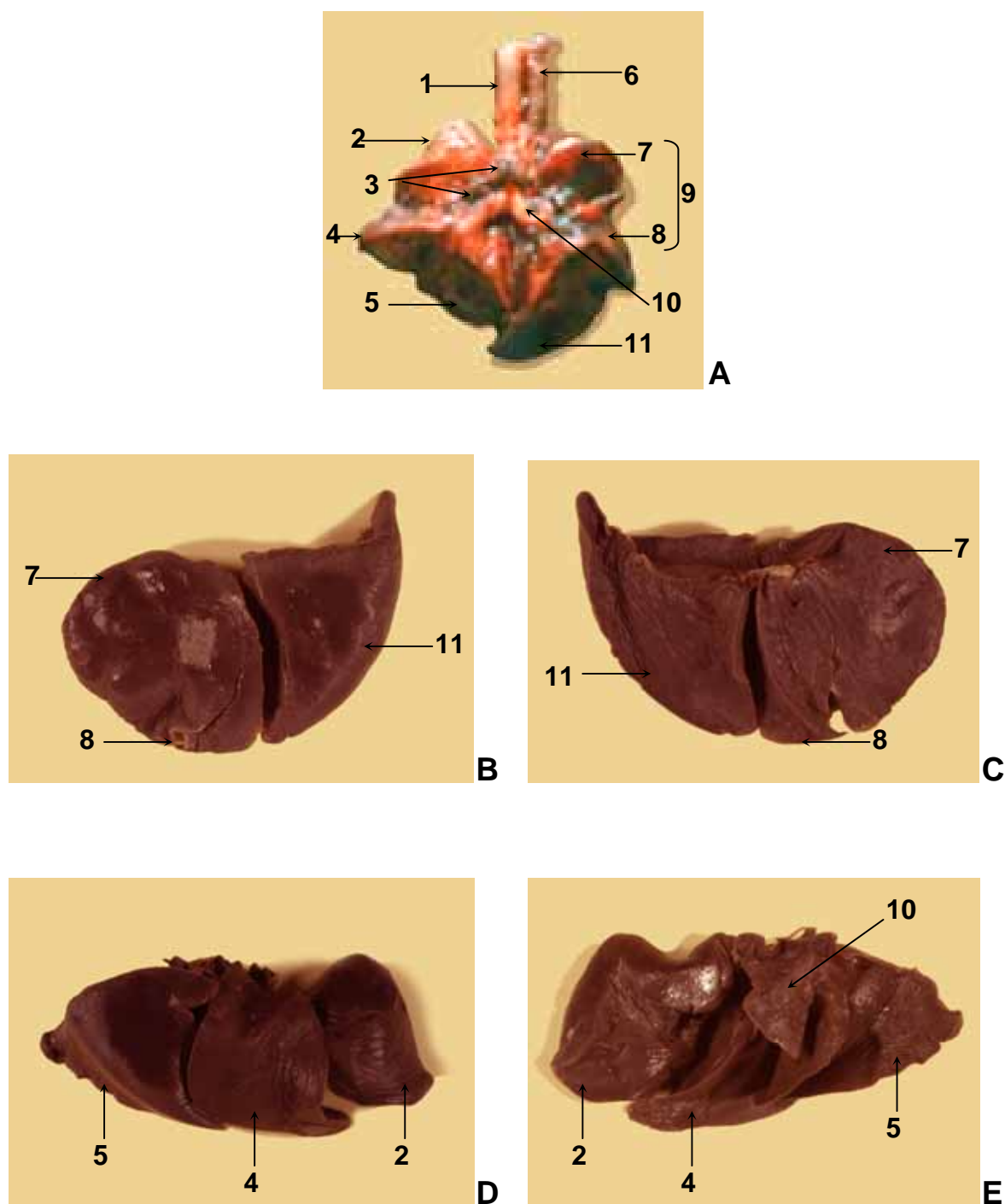


Figure 21: Appareil respiratoire d'*Eulemur fulvus*. **A:** Poumon isolés vue ventrale, **B:** Poumon gauche vue latérale, **C:** Poumon gauche vue médiale, **D:** Poumon droit vue latérale, **E:** Poumon droit vue médiale. 1: Trachée, 2: Lobe crânial droit, 3: Nœuds lymphatiques, 4: Lobe moyen droit, 5: Lobe caudal droit, 6: Œsophage, 7: Culmen, 8: Lingula, 9: Lobe crânial gauche, 10: Lobe accessoire du poumon droit (azygos), 11: Lobe caudal gauche.

II.B.3. Appareil urinaire

Les lémuriens bruns ont des reins unifiés situés rétroperitonéalement. Le droit est localisé plus crânialement par rapport au rein gauche. Nous avons noté que le rein droit est entre les première et troisième vertèbres lombaires. Il est protégé par les processus transverses des vertèbres. Son pôle crânial est en contact avec le lobe caudé du foie (processus caudé) et avec la veine cave caudale médialement, la glande surrénale droite est crânio-dorsal. Sa surface ventrale est au contact du duodénum descendant.

Le rein gauche est situé entre les processus transverses des troisième et cinquième vertèbres lombaires. Latéralement et ventralement, il est en contact avec la rate. Sa face dorsale est en contact avec le plafond de la cavité abdominale. Ses surfaces ventrale et médiale touchent le colon transverse et le jéjunum.

Chaque rein comporte sur sa face médiale le hile rénal qui constitue un passage pour les vaisseaux (artère et veine rénales), l'uretère et les nerfs. Le parenchyme rénal est délimité par une capsule fibreuse. Sur une coupe longitudinale du rein fixé au formol, le cortex, en périphérie et la médulle dans la zone centrale entourant le sinus rénal sont bien visibles (Fig. 22). Au bord latéral du sinus se trouve la crête rénale qui est plutôt une sorte de papille allongée. Les conduits débouchent par des foramens papillaires à son sommet.

La vascularisation rénale est assurée latéralement par l'artère rénale issue de l'aorte abdominale (Fig. 154). Les artères rénales sont divisées en trois ou quatre branches au niveau du hile. Ces artères forment les artères interlobaires (Fig. 22), de ce fait séparant la zone médullaire en lobes ou "pyramides". Les artères interlobaires donnent des petites artères s'attachant à la base des pyramides, les artères interlobulaires corticales. La circulation veineuse suit le même trajet et finit dans la veine rénale passant ventralement à l'artère rénale vers la veine cave caudale.

La vessie, même quand elle est vide, descend sur le plancher de la cavité abdominale. Elle n'est pas recouverte par le grand omentum (Fig. 28). Elle a une forme conique avec un apex pointu. Les ligaments latéraux de la vessie sont fortement chargés de graisse. Le col de la vessie se situe entre la deuxième et la troisième vertèbre sacrée (coupes 26, 27, b2 et b3).

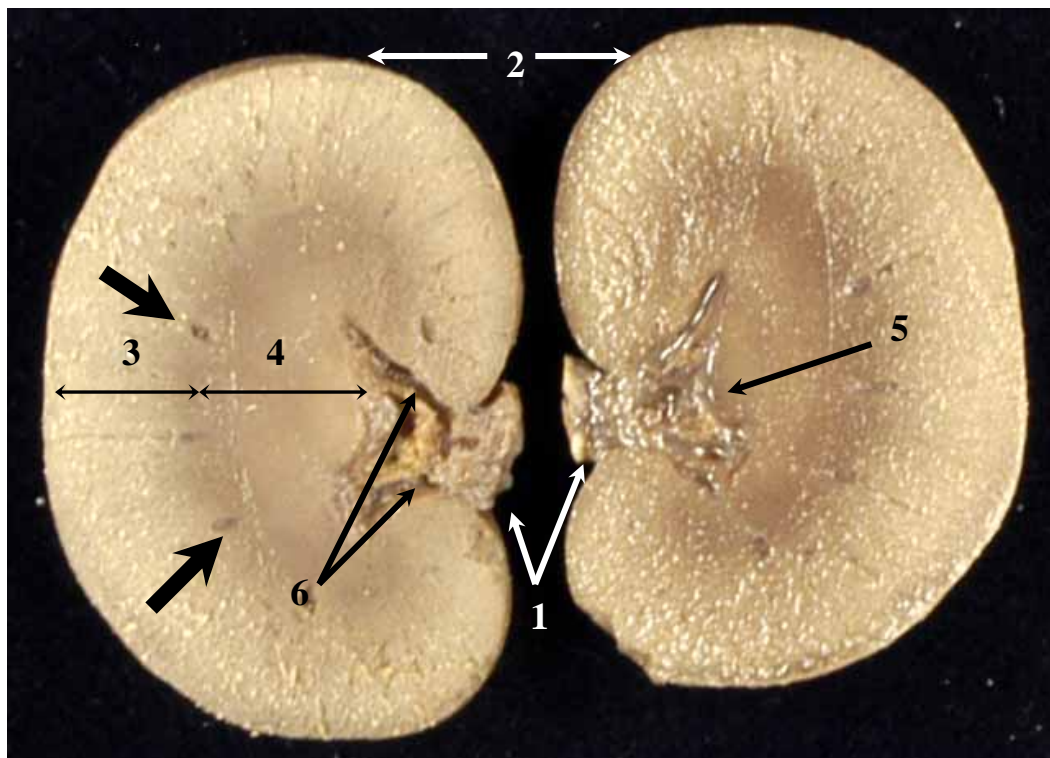


Figure 22: Coupe longitudinale d'un rein gauche d'*Eulemur fulvus* fixé au formol. **1:** hile rénal, **2:** capsule fibreuse rénale, **3:** cortex rénal, **4:** médulla, **5:** crête rénale avec papille, **6:** bassinnet. **Flèches noires:** artères interlobaires réparties à l'intérieur des lobes.

II.B.4. Appareil génital

- Appareil génital mâle

Les testicules sont situés juste sous la symphyse pubienne (Coupes 27 à 29). Ils sont de forme presque sphérique. La tête de l'épididyme, de forme arrondie, est guère plus large que le corps. Les glandes vésiculaires sont allongées en forme de languettes, non lobulées, situées de part et d'autre du rectum. La prostate, volumineuse, entoure entièrement l'urètre.

- Appareil génital femelle

Les ovaires sont petits, sphériques et lisses (Figs. 30, 31). Les trompes utérines sont flexueuses et décrivent un arc de cercle latéralement à l'ovaire (Figs. 31, 32, 33). Non gravide, l'utérus est bicorne, mais les cornes sont aussi larges que longues, aplaties dorso-ventralement. Elles se placent de chaque côté du colon descendant en décrivant une courbe à

convexité ventrale (Fig. 33) et s'avancent assez loin dans l'abdomen, jusqu'en regard de la jonction lombo-sacrée. Le corps de l'utérus est bref le col, volumineux.

II.B.5. Système cardio-vasculaire

Le cœur est situé dans un thorax horizontal et sensiblement cylindrique. L'aire cardiaque se trouve entre la 3^e et la 6^e côte. Il est séparé du diaphragme par un lobe azygos. Sa pointe est formée par les deux ventricules. La base du cœur est orientée dorso-crânialement et la pointe ventro-caudalement, légèrement tournée vers la gauche. La face auriculaire est située ventralement et la face atriale dorsalement (Figs. 23, 24, 25).

Le ventricule droit, moins puissant que le gauche se trouve à droite. Le ventricule gauche est bien tourné du côté gauche. L'atrium droit qui reçoit le sang de deux veines caves, une crâniale et une caudale, et le chasse à travers l'ostium atrio-ventriculaire dans le ventricule droit, est plus vaste que le gauche. L'atrium gauche, moins spacieux que le droit, reçoit le sang hématosé des veines pulmonaires et le chasse dans le ventricule gauche à travers l'ostium atrio-ventriculaire gauche (Fig. 26). Cet orifice est muni d'une valve bicuspidé ou mitrale dont la cuspidé septale est beaucoup plus volumineuse que la cuspidé pariétale (Fig. 26).

Une veine azygos droite débouche directement dans l'atrium droit, à côté de l'embouchure de la veine cave crâniale (Figs. 23, 24, 25).

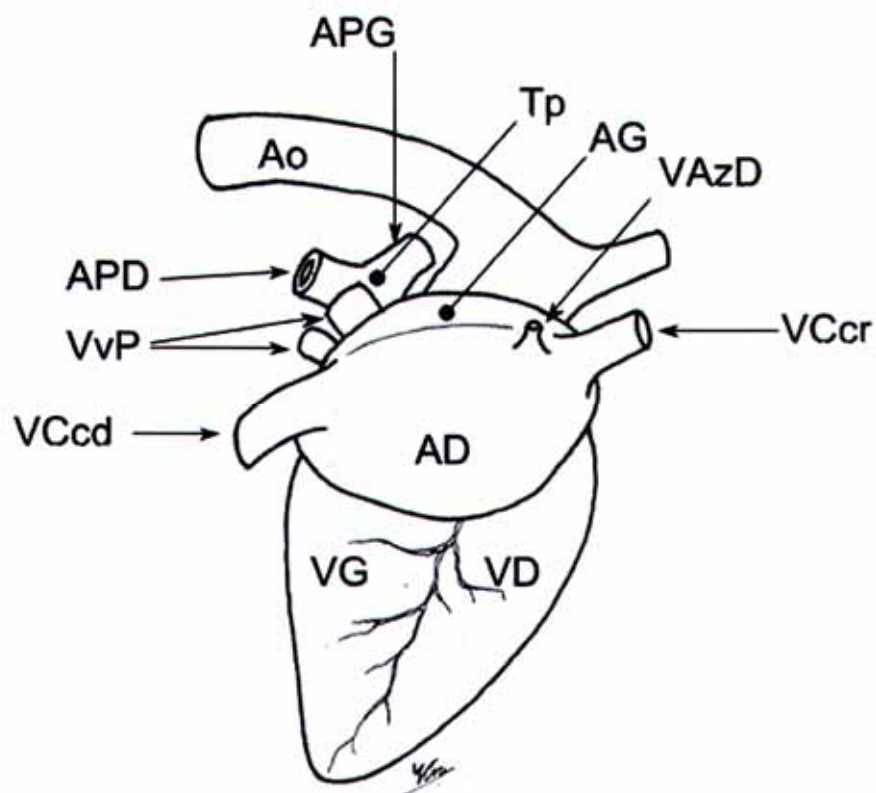
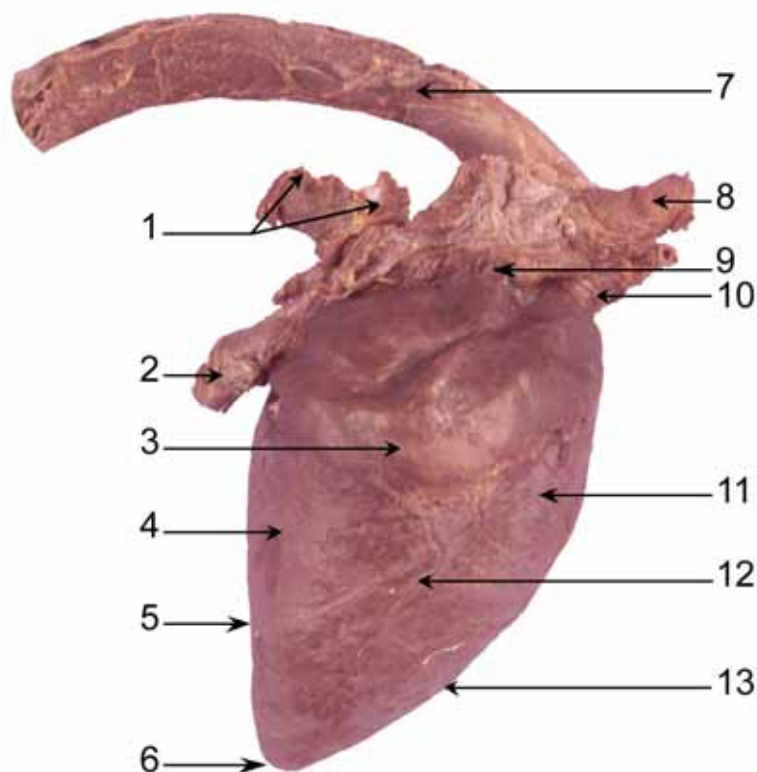
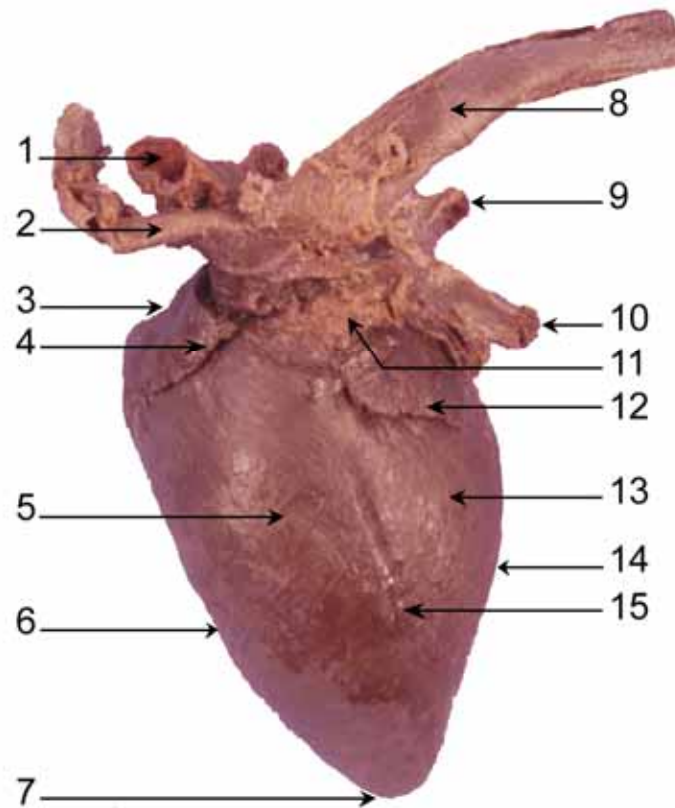


Figure 23 : Cœur d'*Eulemur fulvus*, vue caudo-dorsale. **AD** : Atrium droit, **AG** : Atrium gauche, **APD** : Artère pulmonaire droite, **APG** : Artère pulmonaire gauche, **Ao** : Aorte, **TP** : Tronc pulmonaire, **VD** : Ventricule droit, **VG** : Ventricule gauche, **VAzD** : Veine azygos droite, **VCcd** : Veine cave caudale, **VCcr** : Veine cave crâniale, **VvP** : Veines pulmonaires.



1	Aa. pulmonaires	7	Arc aortique
2	V. cave caudale	8	Tronc brachio-céphalique
3	Atrium droit	9	V. azygos droite
4	Ventricule gauche	10	V. cave crâniale
5	Bord ventriculaire gauche	11	Ventricule droit
6	Apex	12	Sillon interventriculaire sous sinusal
		13	Bord ventriculaire droit

Figure 24 : Cœur d'Eulemur fulvus, vue caudo-dorsale.



1	V. cave crâniale	8	Arc aortique
2	Tronc brachio-céphalique	9	A. pulmonaire droite
3	Atrium droit	10	A. pulmonaire gauche
4	Auricule droite	11	Tronc pulmonaire
5	Ventricule droit	12	Auricule gauche
6	Bord ventriculaire droit	13	Ventricule gauche
7	Apex	14	Bord ventriculaire gauche
		15	Sillon intervenriculaire sous sinusal

Figure 25 : Cœur d'*Eulemur fulvus*, vue ventro-crâniale.

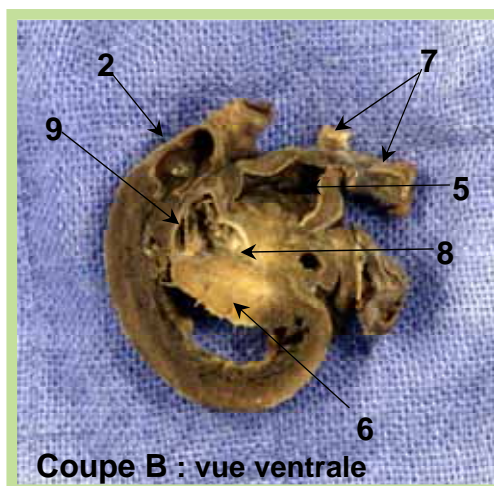
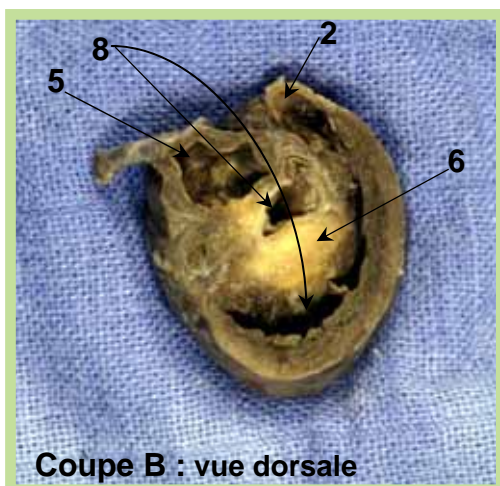
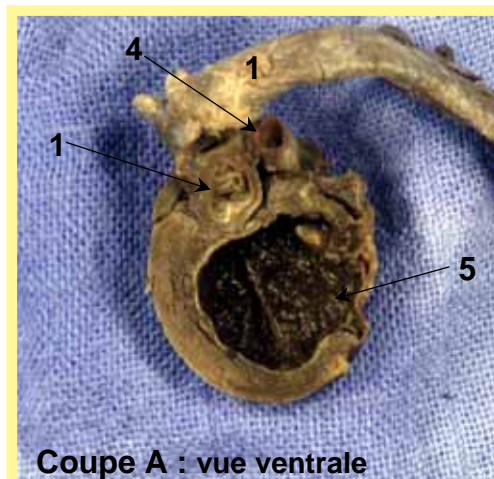
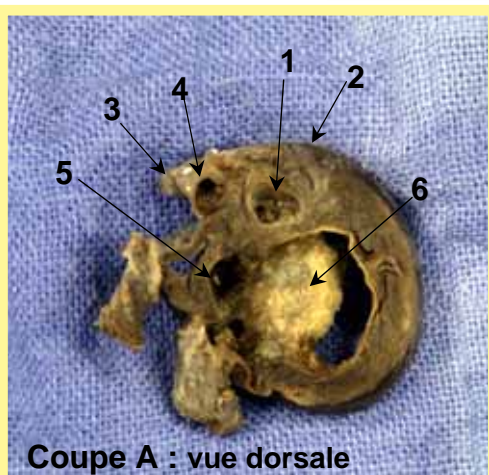
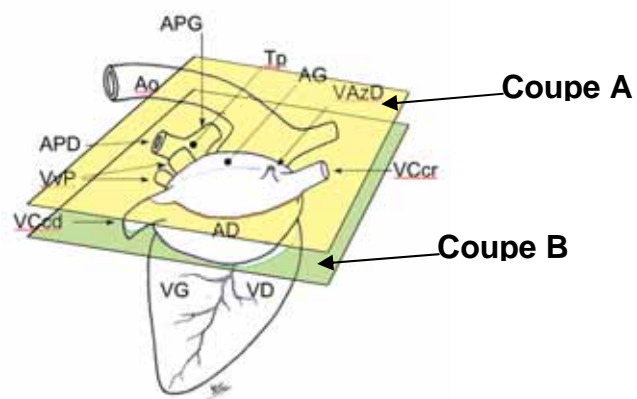
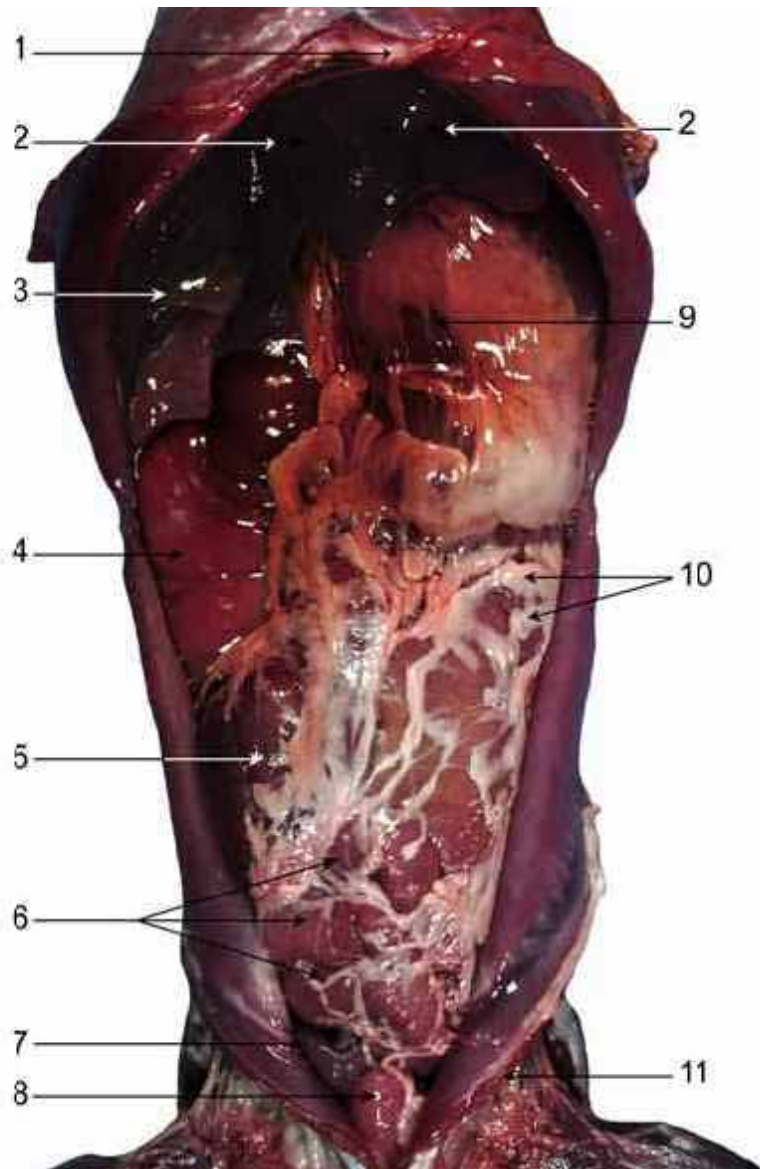
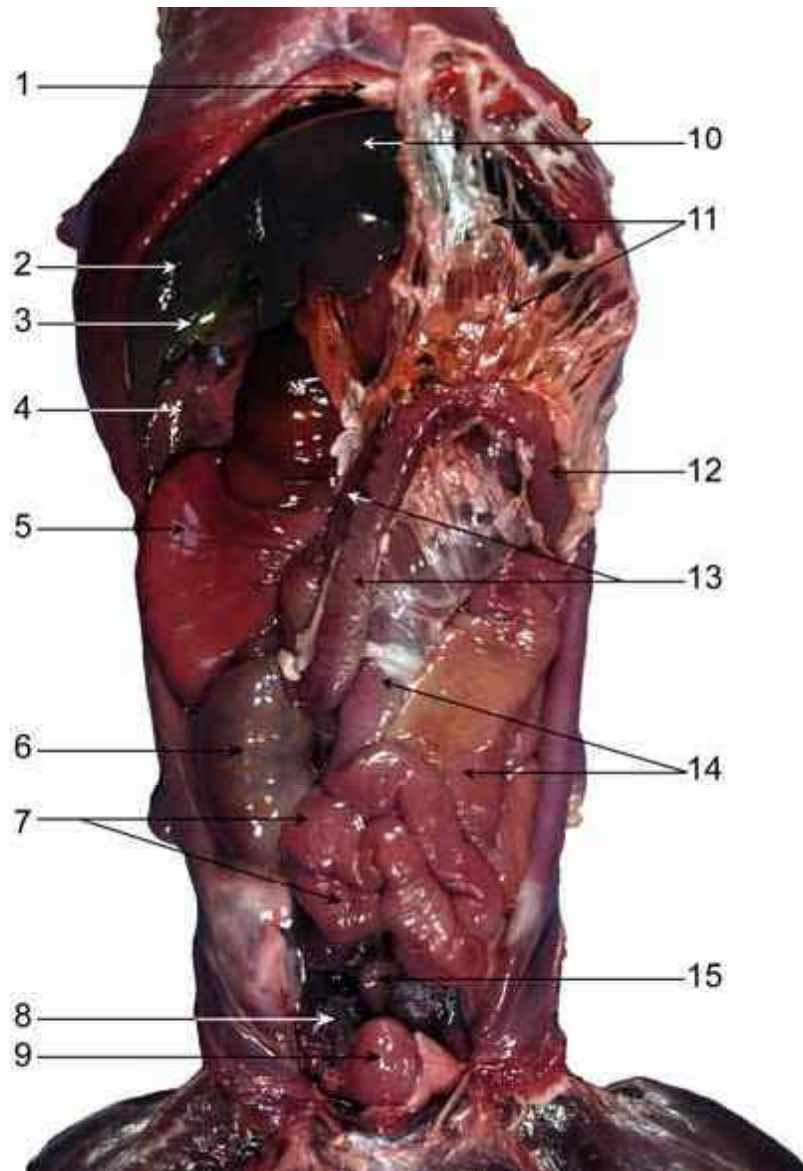


Figure 26. Cœur d'*Eulemur fulvus*. 1 : Aorte, 2 : Tronc pulmonaire, 3 : A. pulmonaire gauche, 4 : A. pulmonaire droite, 5 : Atrium gauche, 6 : Valvule mitrale (cuspidé septale), 7 : Veines pulmonaires, 8 : Ventricule gauche, 9 : Valve aortique.

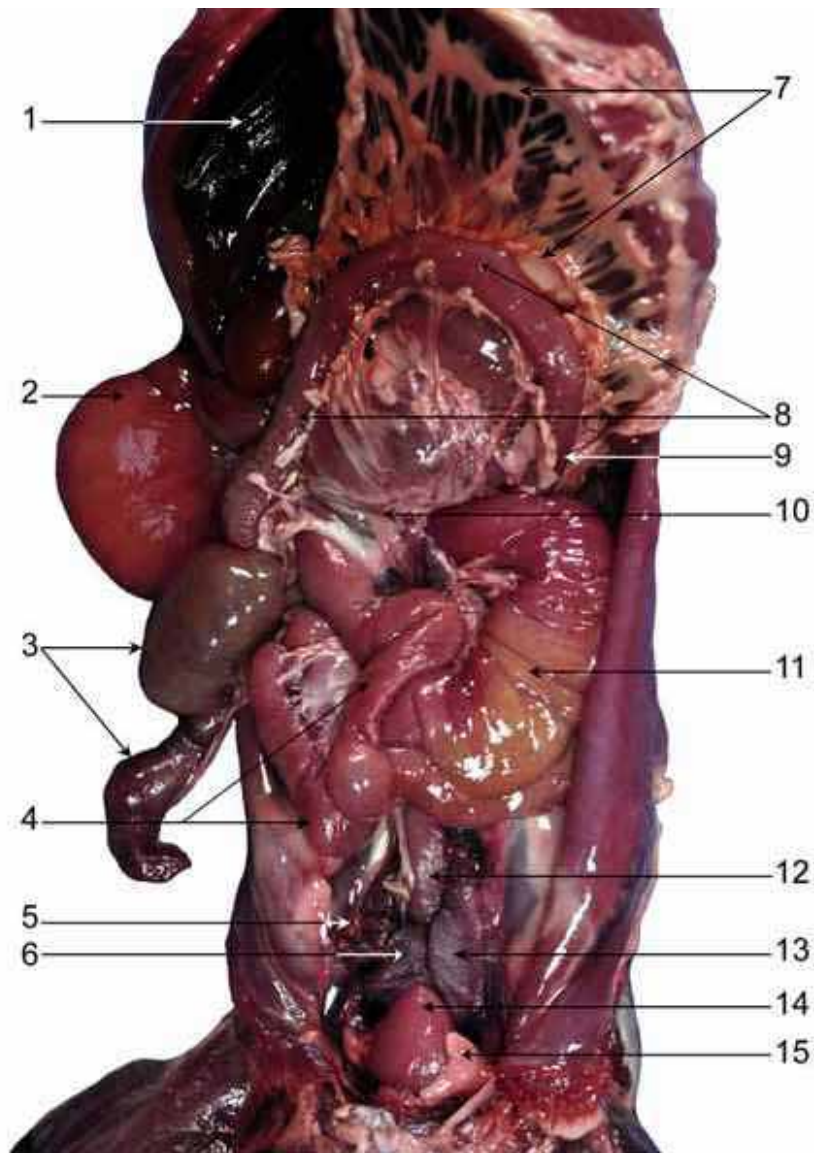


1	Processus xiphoïde (Sternum)	9	Estomac
2	Foie	10	Grand omentum
3	Vésicule biliaire	11	Muscles de l'abdomen
4	Duodénum descendant		
5	Caecum		
6	Jéjunum		
7	Utérus		
8	Vessie		

Figure 27. Dissection de l'abdomen d'*Eulemur fulvus*. Vue ventrale. Plans superficiels avec le grand omentum en place

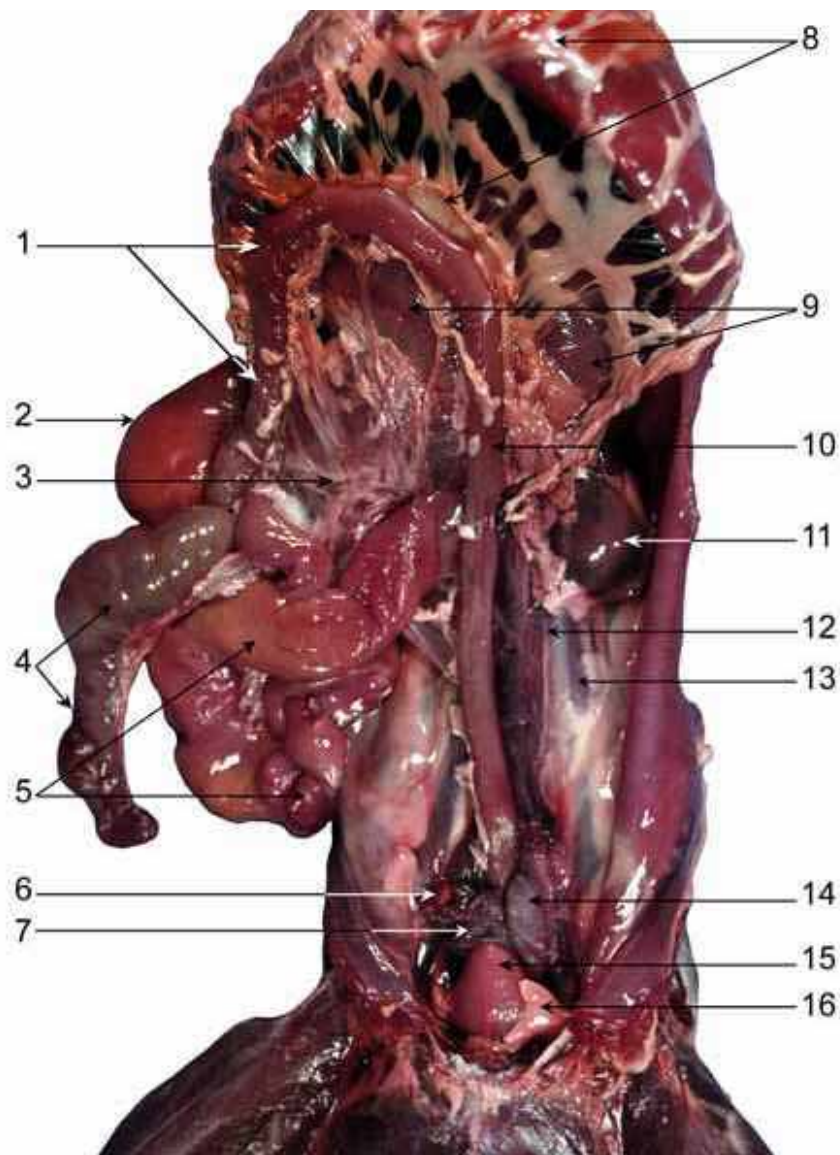


1	Processus xiphoïde (Sternum)	10	Foie (lobe médial gauche)
2	Foie (lobe médial droit)	11	Grand omentum
3	Vésicule biliaire	12	Colon descendant
4	Foie (lobe latéral droit)	13	Colon transverse
5	Duodénum descendant	14	Jéjunum
6	Caecum	15	Colon descendant (portion terminale)
7	Jéjunum		
8	Utérus		
9	Vessie		



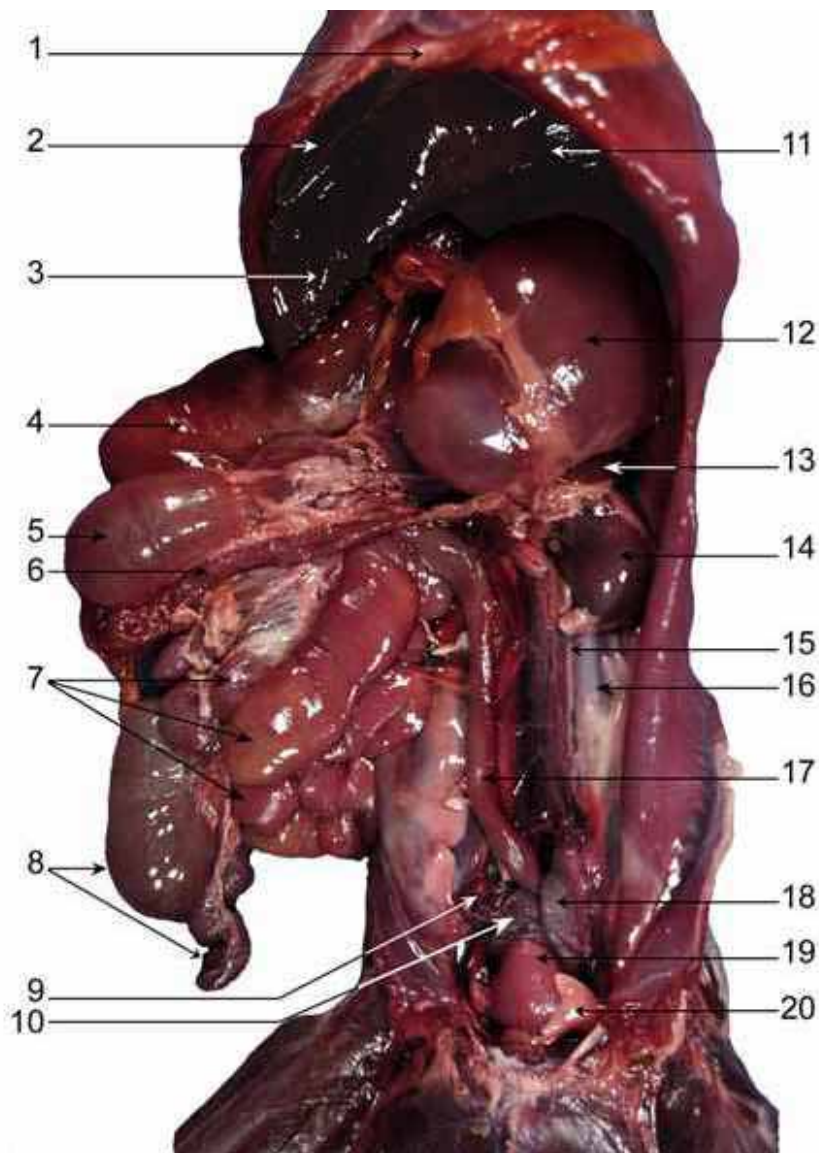
1	Foie (lobe médial droit)	7	Grand omentum
2	Duodénum descendant	8	Colon transverse
3	Caecum	9	Colon descendant
4	Jéjunum	10	Mésentère crânial
5	Ovaire droit	11	Jéjunum
6	Utérus (corne droite)	12	Colon descendant (portion terminale)
		13	Utérus (corne gauche)
		14	Vessie
		15	Ligament latéral

Figure 29 . Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est récliné crânialement, le caecum et le duodénum descendant sont réclinés du côté droit.



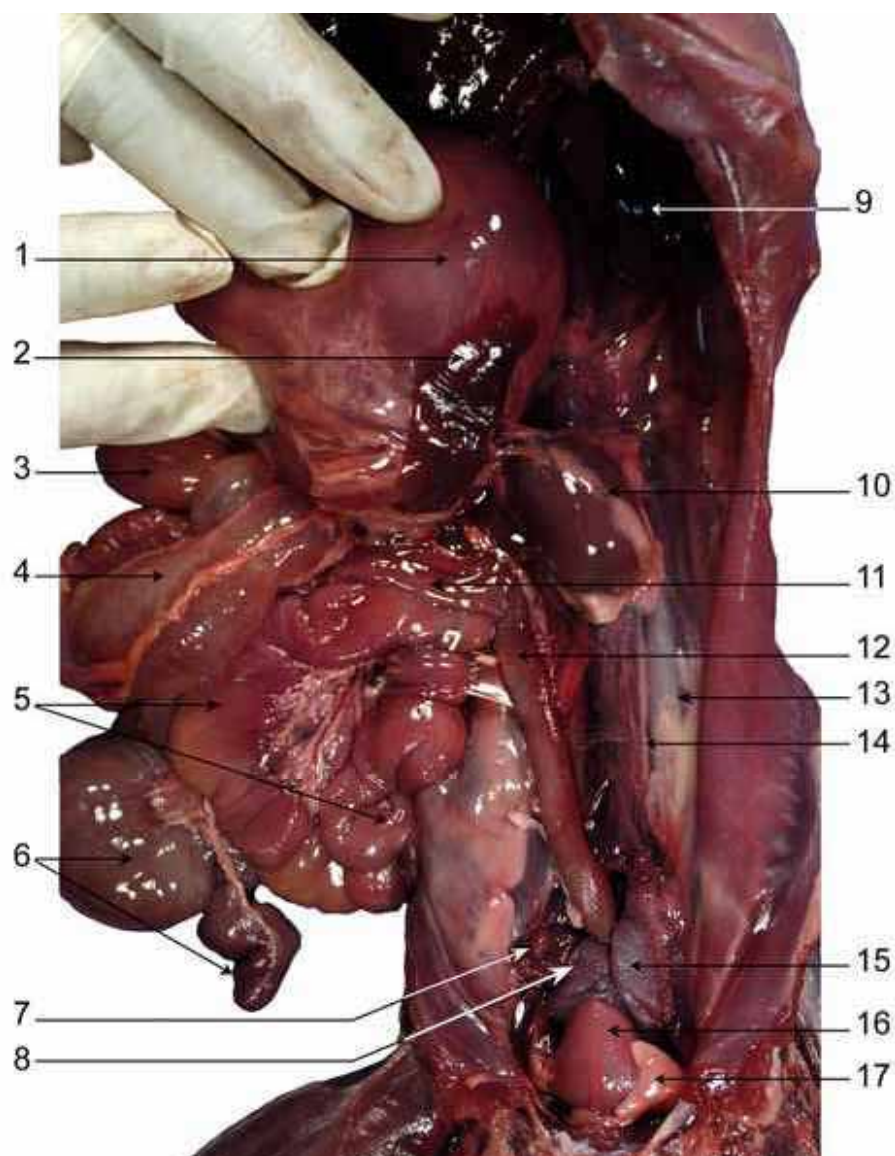
1	Colon transverse	8	Grand omentum
2	Duodénum descendant	9	Jéjunum
3	Mésentère crânial	10	Colon descendant
4	Caecum	11	Rein gauche
5	Jéjunum	12	Uretère
6	Ovaire droit	13	Muscle psoas
7	Utérus (corne droite)	14	Utérus (corne gauche)
		15	Vessie
		16	Ligament latéral

Figure 30 . Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est récliné crânialement, le caecum, le duodénum descendant et le jéjunum sont réclinés du côté droit.



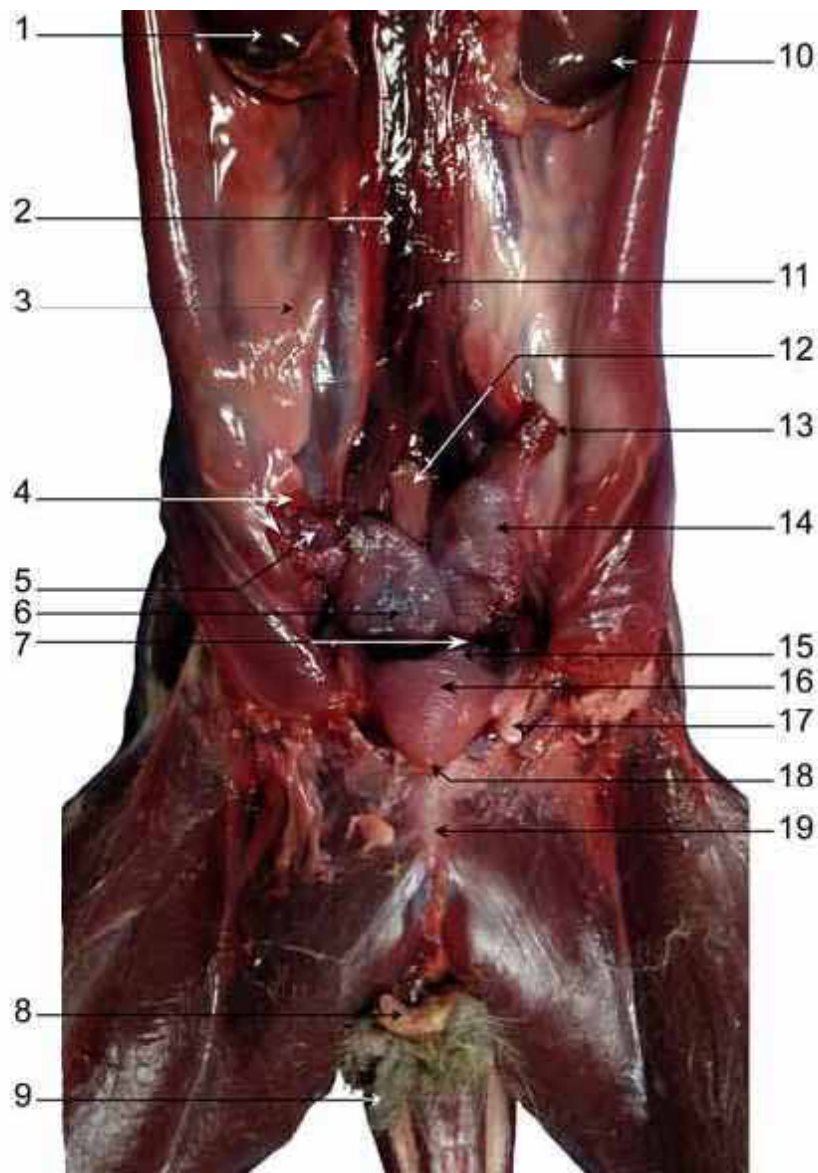
1	Processus xiphoïde (Sternum)	11	Foie (lobe médial gauche)
2	Foie (lobe médial droit)	12	Estomac
3	Foie (lobe latéral droit)	13	Rate
4	Duodénum descendant	14	Rein gauche
5	Colon ascendant	15	Urètre
6	Colon transverse	16	Muscle psoas
7	Jéjunum	17	Colon descendant (portion terminale)
8	Caecum	18	Utérus (corne gauche)
9	Ovaire droit	19	Vessie
10	Utérus (corne droite)	20	Ligament latéral

Figure 31 . Dissection de l'abdomen d'*Eulemur fulvus*. Vue ventrale. Le grand omentum est retiré, le caecum, le duodénum descendant et le jéjunum sont réclinés du côté droit.



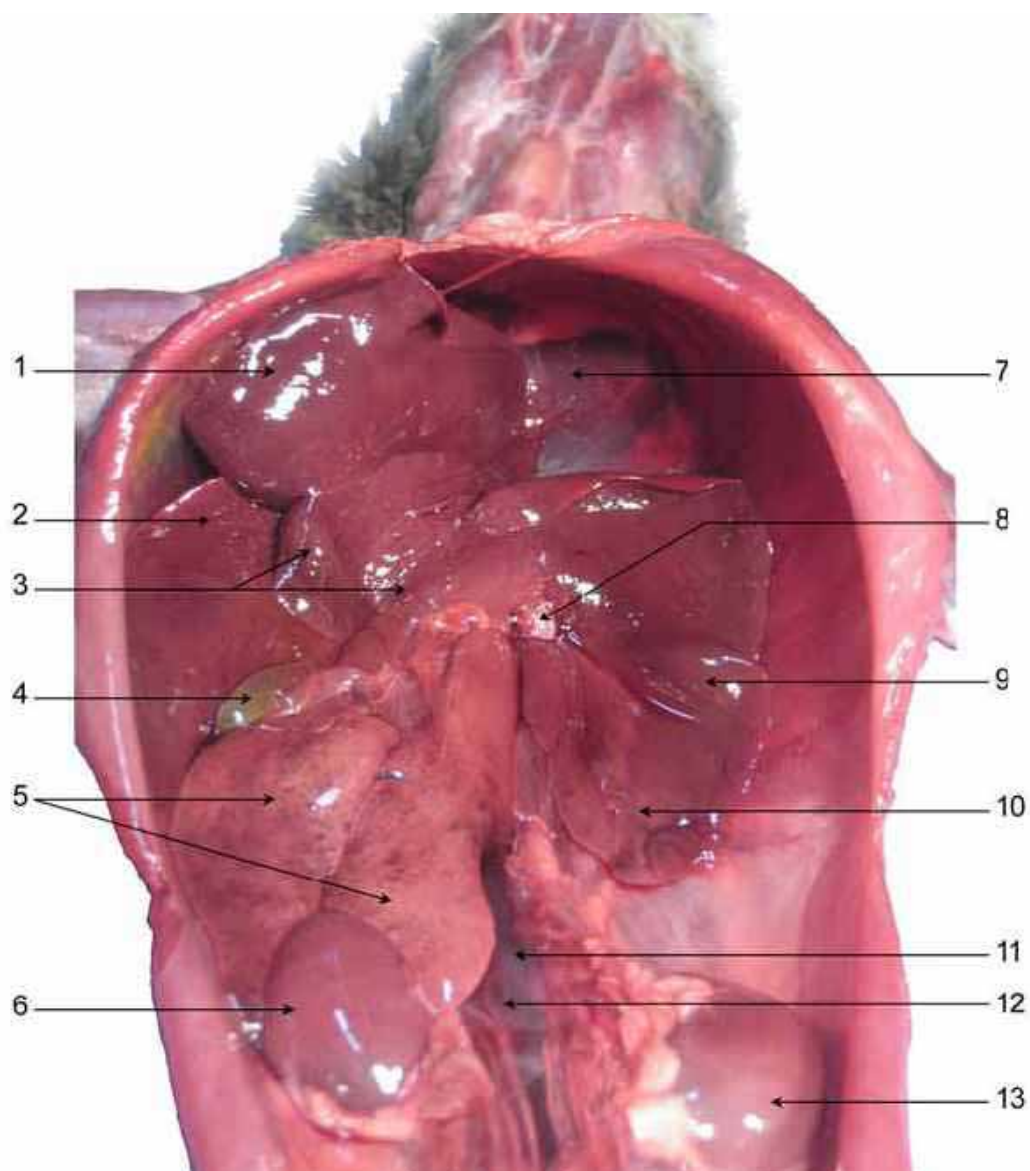
1	Estomac	9	Foie (lobe médial gauche)
2	Rate	10	Rein gauche
3	Duodénum descendant	11	Colon transverse
4	Colon ascendant	12	Colon descendant
5	Jéjunum	13	Muscle psoas
6	Caecum	14	Uretère
7	Ovaire droit	15	Utérus (corne gauche)
8	Utérus (corne droite)	16	Vessie
		17	Ligament latéral

Figure 32 . Dissection de l'abdomen d'*Eulemur fulvus*. Vue ventrale. Le grand omentum est retiré, toute la masse digestive est réclinée du côté droit.



1	Rein droit	10	Rein gauche
2	Veine cave caudale	11	Aorte
3	Uretère	12	Colon descendant sectionné
4	Trompe utérine droite	13	Trompe utérine gauche
5	Ovaire droit	14	Utérus (corne gauche)
6	Utérus (corne droite)	15	Col de la vessie
7	Corps de l'utérus	16	Corps de la vessie
8	Vulve	17	Ligament latéral
9	Clitoris	18	Apex de la vessie
		19	Symphyse pubienne

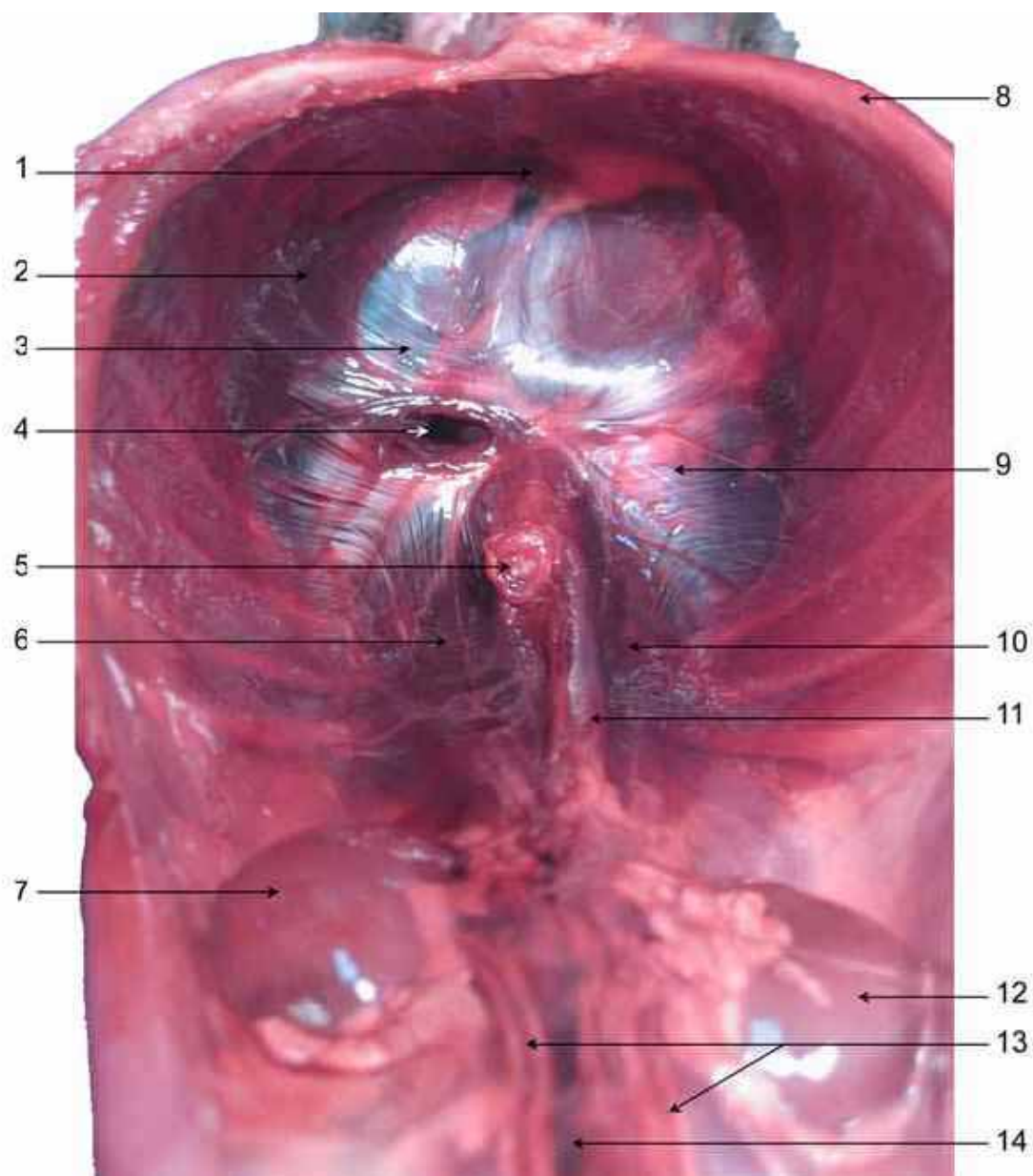
Figure 33 . Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Le grand omentum est retiré, toute la masse digestive est réclinée du côté droit.



- 1 Foie (lobe médial droit)
- 2 Foie (lobe latéral droit)
- 3 Foie (lobe caudé : processus papillaire)
- 4 Vésicule biliaire
- 5 Foie (lobe caudé : processus caudé)
- 6 Rein droit

- 7 Diaphragme
- 8 Oesophage
- 9 Foie (lobe latéral gauche)
- 10 Foie (lobe médial gauche)
- 11 Aorte abdominale
- 12 Veine cave caudale
- 13 Rein gauche

Figure 34 . Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Tous les viscères digestifs ont été retirés, seul le foie est resté en place contre le diaphragme.



1	Bande charnue périphérique (partie sternale)	8	Arc costal
2	Bande charnue périphérique (partie costale)	9	Centre tendineux (partie gauche)
3	Centre tendineux (partie droite)	10	Pilier gauche
4	Foramen de la veine cave caudale	11	Aorte abdominale
5	Oesophage	12	Rein gauche
6	Pilier droit	13	Uretères
7	Rein droit	14	Veine cave caudale

Figure 35 . Dissection de l'abdomen d'Eulemur fulvus. Vue ventrale. Tous les viscères digestifs ont été retirés afin de visualiser la face caudale du diaphragme.

II.C. RESULTATS DES COUPES ANATOMIQUES

Les coupes anatomiques sont, rappelons le, des vues caudales. La gauche de la photo correspond bien à la gauche de l'animal. Le dos est en partie supérieure et le ventre à l'opposé. Ces coupes sont présentées dans les figures 36 à 146 (pages 109 à 219), accompagnées des coupes tomодensitométriques correspondantes. Des coupes de la région du cou sont de section circulaire. L'œsophage est situé dorso-latéralement, à la trachée, du côté gauche dès la cinquième vertèbre cervicale. On peut noter la présence de veines jugulaires internes.

Les coupes du thorax montrent une cage thoracique sensiblement cylindrique. L'œsophage est positionné à gauche de la trachée jusqu'à sa bifurcation en regard de la sixième vertèbre thoracique. Le cœur est en position centrale, avec une pointe tournée à gauche. Il est situé entre les cinquième et huitième vertèbres thoraciques. Les cavités du cœur droit regardent vers la droite et celles du cœur gauche vers la gauche. La pointe est formée par les deux ventricules. Les poumons sont épais dans le sens transversal.

Les coupes de la cavité abdominale commencent entre les huitième et neuvième vertèbres thoraciques où se situe le sommet du diaphragme. Les poumons sont visibles dorsalement jusqu'à la douzième vertèbre thoracique. En regard de la dixième vertèbre thoracique, le foie occupe la totalité de la cavité abdominale. L'estomac (fond de l'estomac) apparaît en regard de la onzième vertèbre thoracique, entouré par le foie du côté gauche. La vésicule biliaire est visible à droite au même niveau. Le corps de l'estomac occupe la moitié gauche de l'abdomen de la douzième vertèbre thoracique à la troisième vertèbre lombaire. Le rein droit s'étend de la première à la troisième vertèbre lombaire, tandis que le rein gauche, légèrement plus caudal est situé entre la troisième et la cinquième vertèbre lombaire. La papille rénale de chaque rein regarde médialement et légèrement dorsalement pour le rein gauche. Le duodénum descendant, très volumineux, occupe le quart dorsal droit de la cavité de la première à la quatrième vertèbre lombaire. Plus caudalement et dans la même situation se trouve le caecum. Le colon transverse est situé ventralement et à droite de l'estomac, plus caudalement (quatrième vertèbre lombaire), il se place en position plus dorsale, sous le rein gauche dans la zone de transition avec le colon descendant. Plus caudalement, le colon descendant se situe

légèrement à gauche du plan médian de la cinquième vertèbre lombaire à la deuxième vertèbre sacrée où il prend alors une position médiane. Le reste de l'abdomen est occupé ventralement par le jéjunum.

Les coupes de la cavité pelvienne montrent le colon descendant dorsalement et au milieu et des anses jéjunales qui s'insinuent ventralement sur le plancher du bassin jusqu'en regard de la deuxième vertèbre sacrée.

Chez le mâle, la prostate, volumineuse, entoure entièrement l'urètre (Coupes 27 et 28). Il existe un collicule séminal très saillant sur le plafond de l'urètre pelvien (Coupe 28). Les glandes bulbo-urétrales sont légèrement aplaties dorso-ventralement (Coupe 29).

Chez la femelle, les cornes sont aussi larges que longues, aplaties dorso-ventralement (Coupe b1). Le corps de l'utérus est bref (Coupe b3). Le col, volumineux est en regard de la troisième vertèbre sacrée (Coupe b4), il possède d'importants reliefs internes. Le vagin est aplati dorso-ventralement (Coupe b6).

II.D. RESULTATS DES COUPES

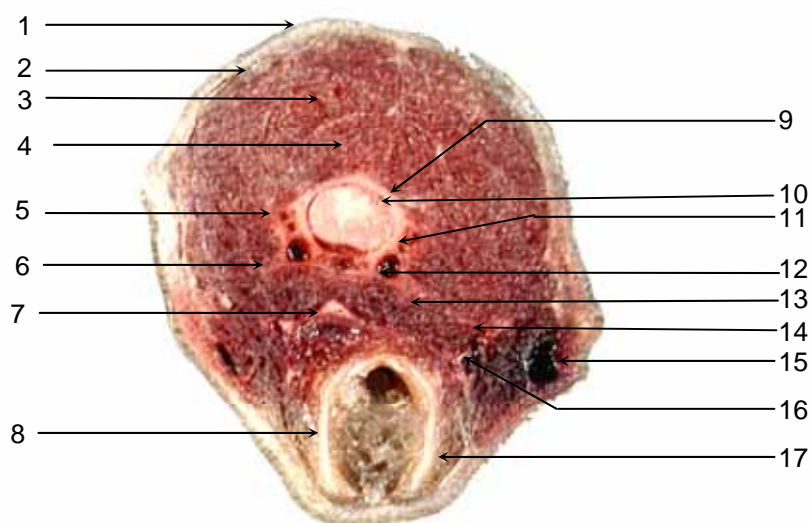
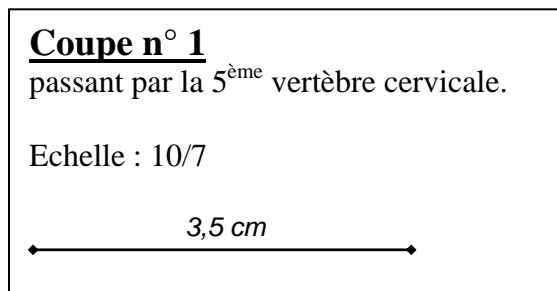
TOMODENSITOMETRIQUES (SCANNER)

Les coupes tomodensitométriques sont présentées comme les coupes anatomiques, en vues caudales. En regard de chaque coupe anatomique, les quatre coupes tomodensitométriques prennent la même région. La première (**Coupe A**) correspond à la coupe anatomique et les trois autres (**Coupes B, C, D**) sont les plus caudales, tous les 1.6mm. En bas et à gauche de chaque coupe une fenêtre indique les réglages.

Pour toutes les coupes, nous avons utilisé les mêmes réglages : KV = 120, mA = 347. Pour les fenêtres « tissu mou » (poumon et abdomen), nous avons pris des fenêtres assez larges pour ne pas effacer tout le reste. Pour le poumon, dont la densité de parenchyme est de -700 Unités Hounsfield, nous avons pris chez le lémurien un niveau voisin de -600 Unités Hounsfield sur une largeur de 1600. Pour l'abdomen, les organes ont des valeurs d'absorption aux environs de 50 Unités Hounsfield. Nous avons donc pris un niveau de fenêtre de +65 Unités Hounsfield et une largeur qui englobe la valeur d'absorption de la graisse de 550 Unités Hounsfield.

Suivant les régions observées, les réglages ont été faits en « mode poumon » et en « mode abdomen » sauf la région du cou, en « mode abdomen » seulement.

Pour chaque série de quatre coupes tomodensitométriques, les principales structures reconnaissables par leur niveau de gris ou par leur situation sont légendées par des chiffres correspondant à ceux de la coupe anatomique.



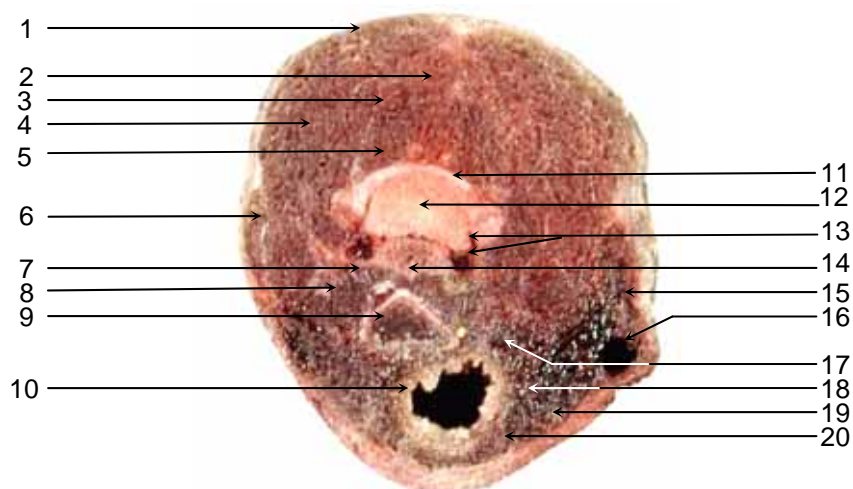
1	Peau	9	Arc vertébral
2	M. splénus	10	Moelle spinale
3	M. semi-épineux du cou (complexus)	11	A et V vertébrales
4	M. multifide	12	M. long du cou
5	Rameaux dorsaux (A. et V. vertébrales)	13	M. long de la tête
6	Processus transverse	14	V. jugulaire interne
7	Oesophage	15	V. jugulaire externe
8	Trachée	16	A. carotide commune
		17	M. sterno-hyoïdien

Figure 36 . Coupe transversale n°1 du cou d'Eulemur fulvus passant par la 5^{ème} vertèbre cervicale. Vue caudale de la coupe

Coupe n° 2passant par la 6^{ème} vertèbre cervicale.

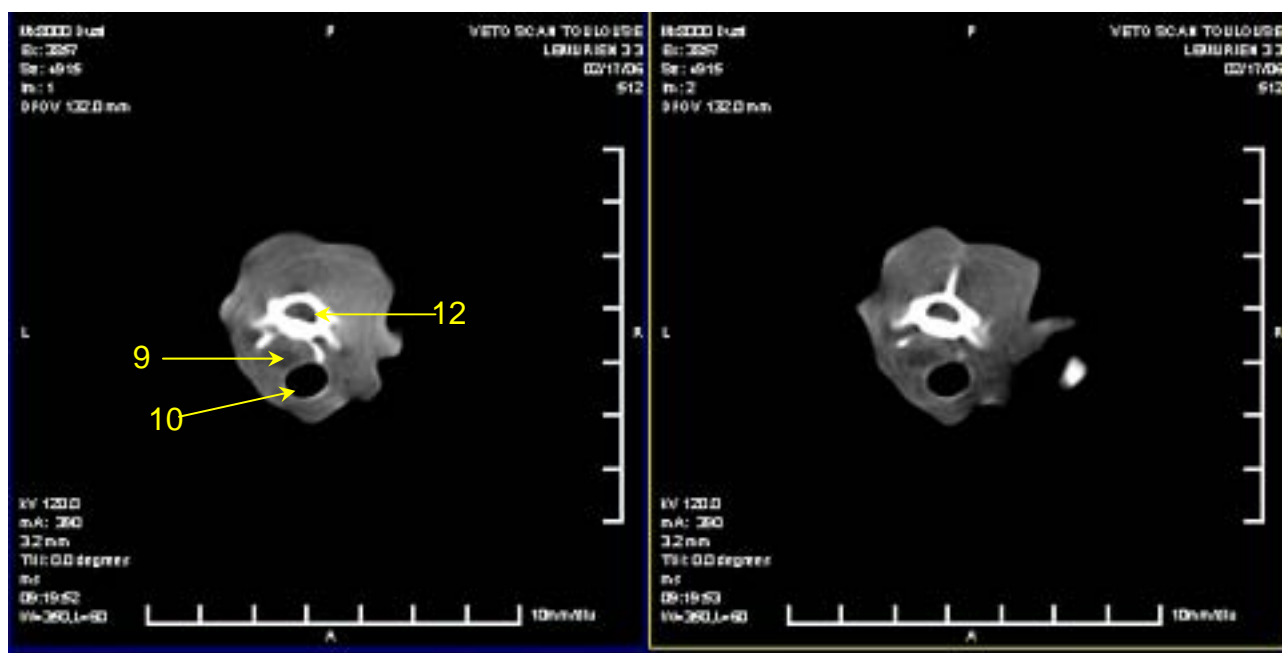
Echelle : 10/7

3,5 cm



1	Peau	11	Arc vertébral
2	M. digastrique du cou	12	Moelle spinale
3	M. semi-épineux du cou (complexus)	13	A. et V. vertébrales et rameaux dorsaux
4	M. splénus de la tête	14	Corps vertébral
5	M. multifide	15	M. cléïdo-céphalique
6	M. omo-transverse	16	V. jugulaire externe
7	M. long du cou	17	V. jugulaire interne
8	M. long de la tête	18	A. carotide commune
9	Oesophage	19	M. sterno-céphalique
10	Trachée	20	M. sterno-hyoïdien

Figure 37 . Coupe transversale n°2 du cou d'*Eulemur fulvus* passant par la 6^{ème} vertèbre cervicale. Vue caudale de la coupe



Coupe 2A

Coupe 2B

Figure 38 . Coupes tomodensitométriques n°2 du cou d'Eulemur fulvus passant par la 6^{ème} vertèbre cervicale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.

Coupe n° 3passant par la 7^{ème} vertèbre cervicale.

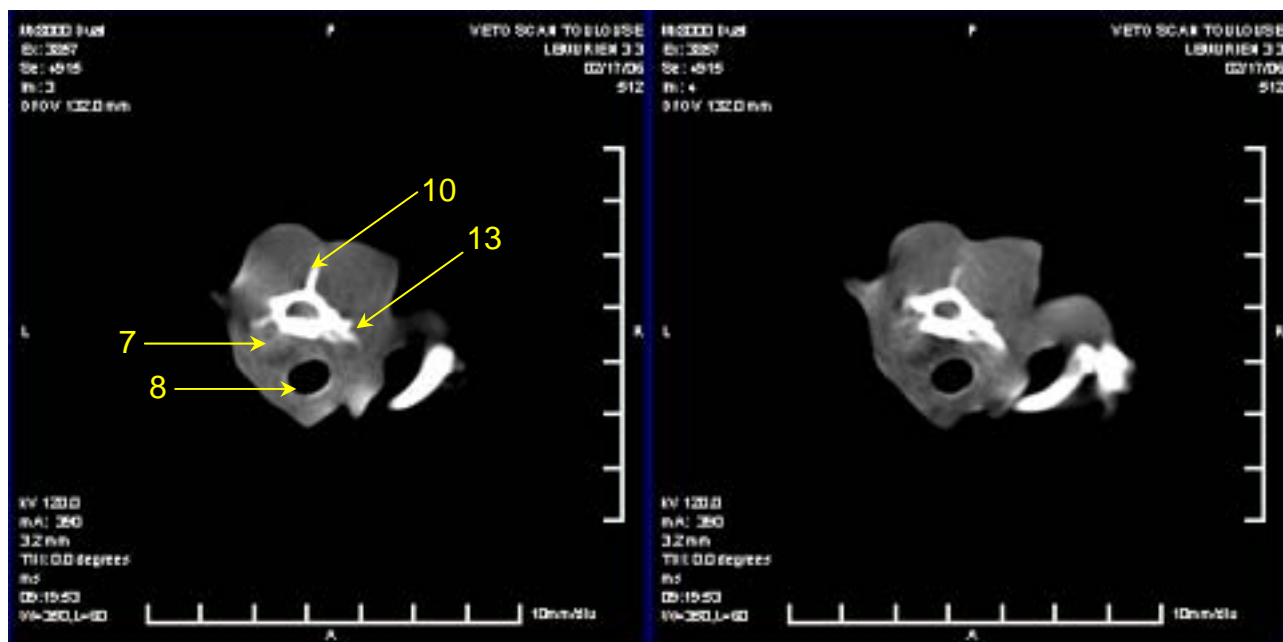
Echelle : 10/7

3,5 cm



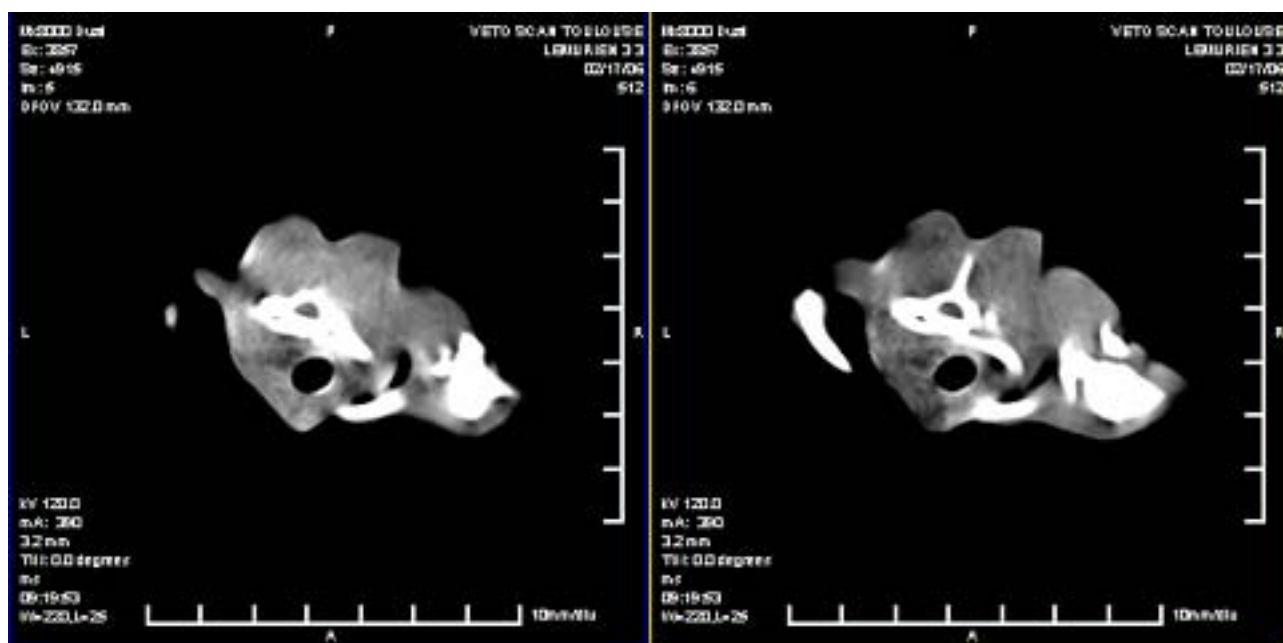
1	Peau	10	Processus épineux
2	M. splénus	11	Arc vertébral
3	M. multifide	12	Moelle spinale
4	M. omo-transverse	13	Mm. intertransversaires
5	M. long du cou	14	Corps vertébral
6	M. long de la tête	15	A. et V. vertébrales
7	Oesophage	16	V. jugulaire externe
8	Trachée	17	V. jugulaire interne
9	M. sterno-hyoïdien	18	M. sterno-céphalique

Figure 39 . Coupe transversale n°3 du cou d'*Eulemur fulvus* passant par la 7^{ème} vertèbre cervicale. Vue caudale de la coupe



Coupe 3A

Coupe 3B



Coupe 3C

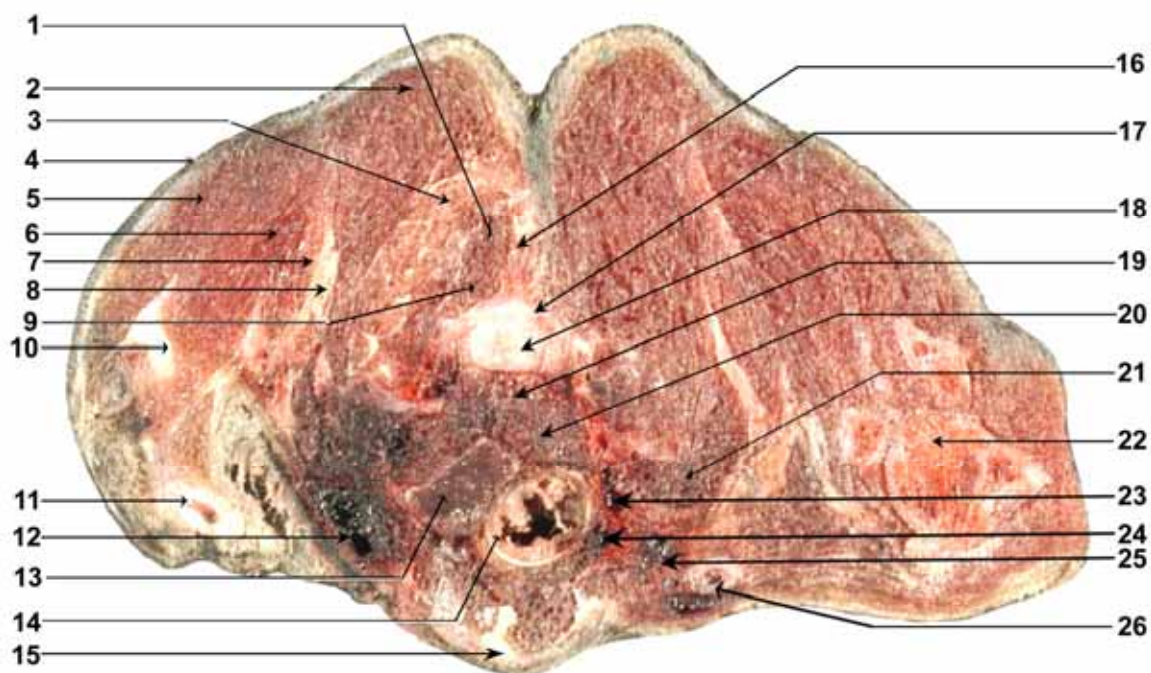
Coupe 3D

Figure 40 . Coupes tomodensitométriques n°3 du cou d'Eulemur fulvus passant par la 7^{ème} vertèbre cervicale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.

Coupe n° 4passant par la 2^{ème} vertèbre thoracique.

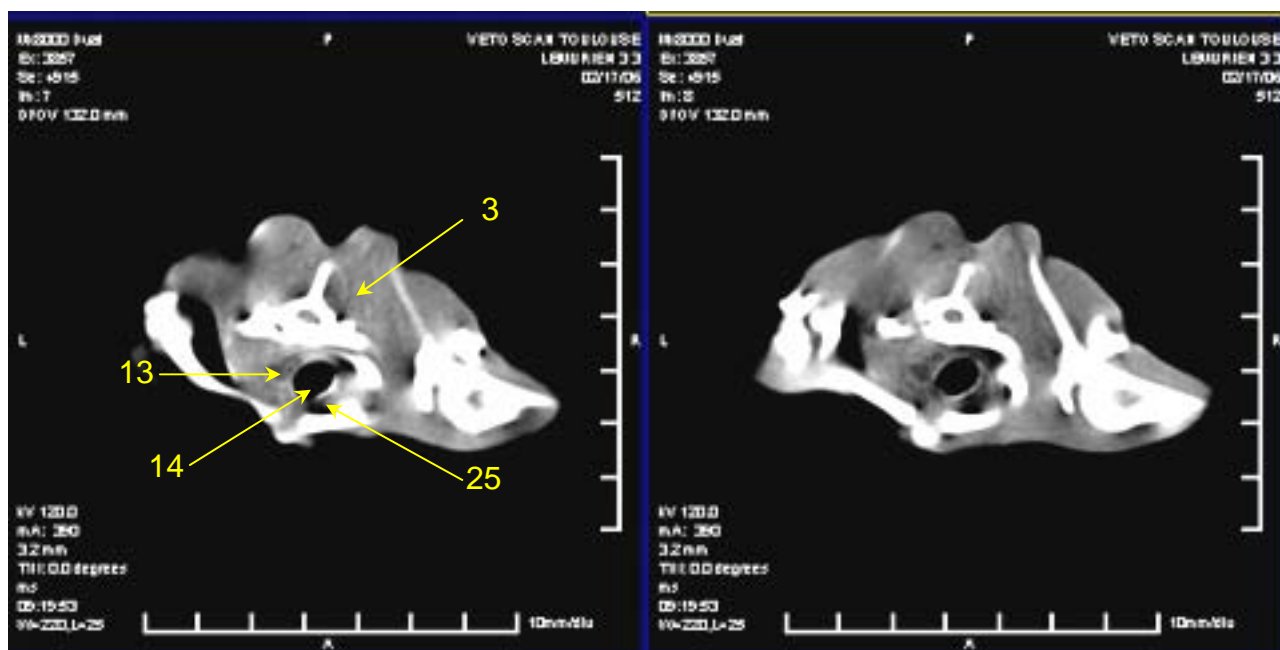
Echelle : 10/7

3,5 cm



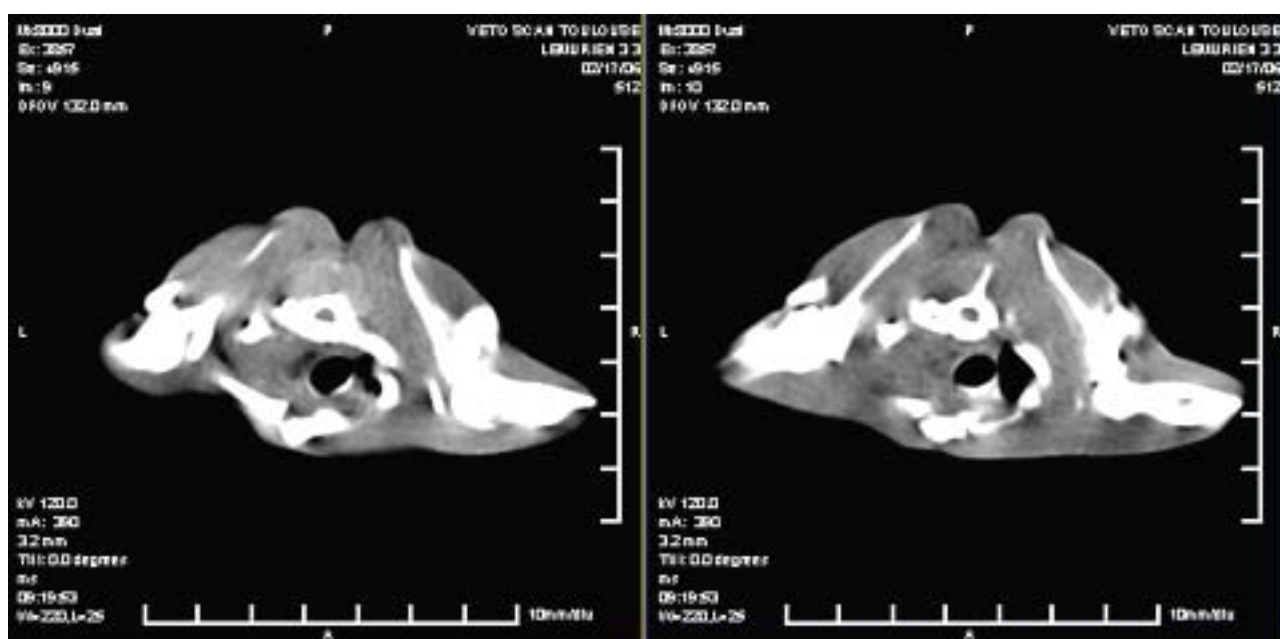
- | | | | |
|----|-----------------------|----|----------------------|
| 1 | M. digastrique du cou | 16 | Processus épineux |
| 2 | M. rhomboïde | 17 | Arc vertébral |
| 3 | M. complexus | 18 | Moelle spinale |
| 4 | Peau | 19 | Corps vertébral |
| 5 | Mm. pectoraux | 20 | M. long du cou |
| 6 | Mm. pectoraux | 21 | Mm. scalènes |
| 7 | M. supra-épineux | 22 | Humérus |
| 8 | Scapula | 23 | V. jugulaire interne |
| 9 | M. multifide | 24 | A. carotide commune |
| 10 | Acromion | 25 | Veine sous clavière |
| 11 | Clavicule | 26 | Clavicule |
| 12 | V. jugulaire externe | | |
| 13 | Oesophage | | |
| 14 | Trachée | | |
| 15 | Sternum | | |

Figure 41 . Coupe transversale n°4 du thorax d'*Eulemur fulvus* passant par la 2^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



Coupe 4A

Coupe 4B



Coupe 4C

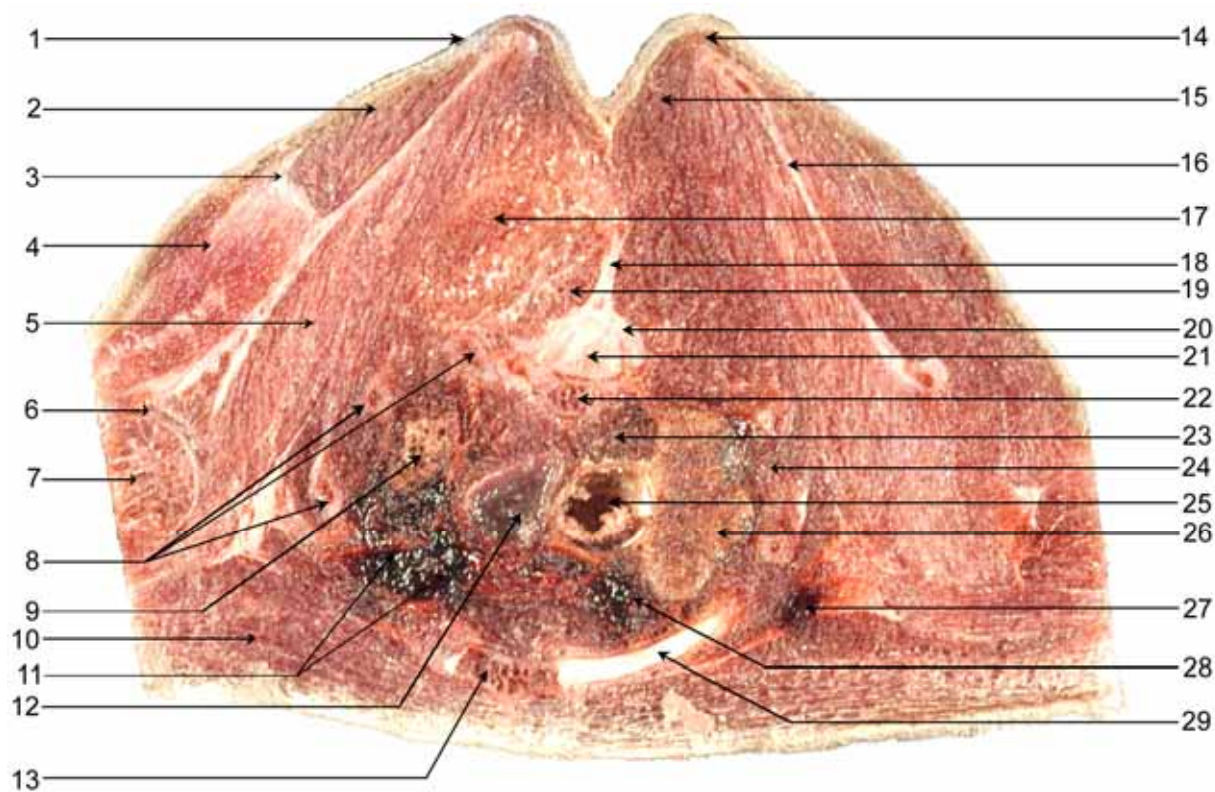
Coupe 4D

Figure 42 . Coupes tomodensitométriques n°4 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 2^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.

Coupe n° 5passant par la 3^{ème} vertèbre thoracique.

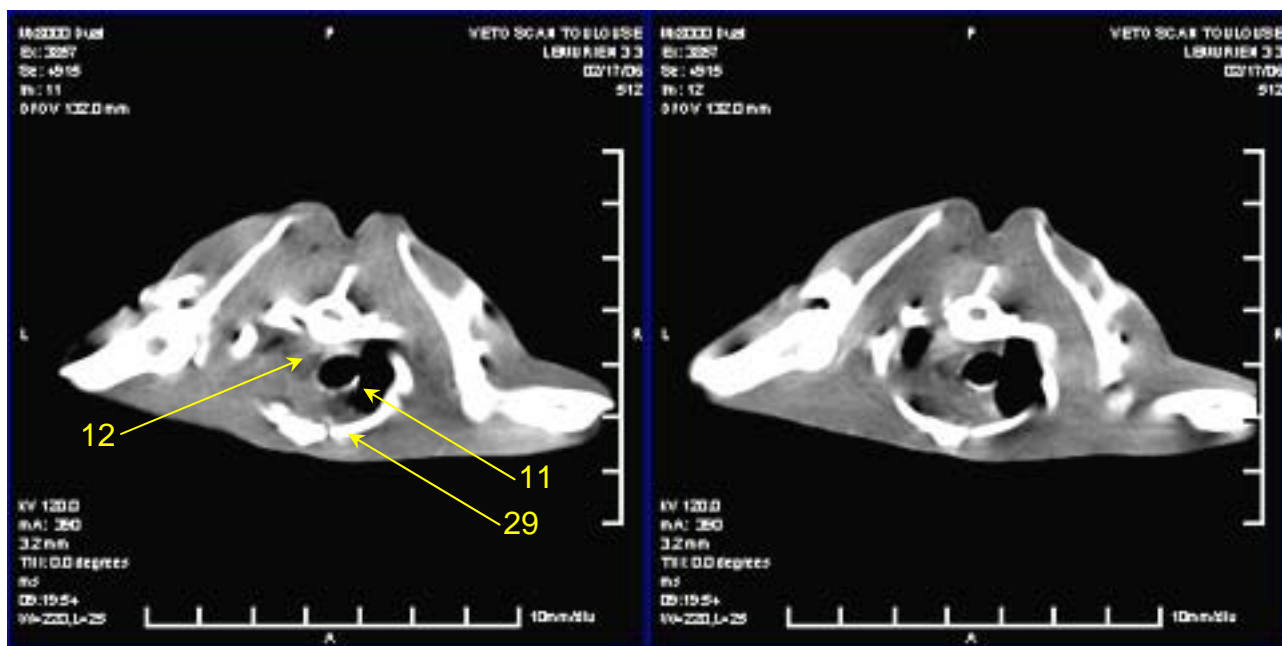
Echelle : 10/7

3,5 cm



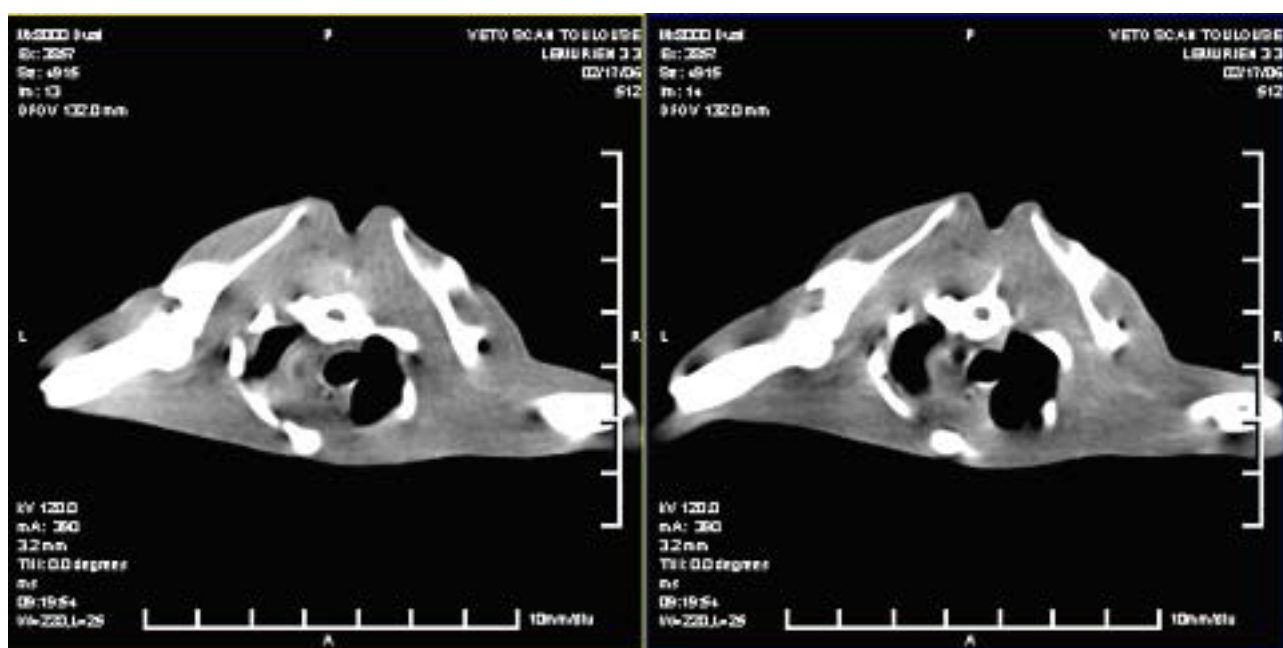
1	Peau	14	M. trapèze
2	M. supra-épineux	15	M. rhomboïde
3	Épine scapulaire	16	Scapula
4	M. infra-épineux	17	M. complexus (M. semi-épineux du thorax)
5	M. infra-scapulaire	18	Processus épineux
6	Articulation scapulo-humérale	19	M. multifide
7	Tête de l'humérus	20	Arc vertébral
8	Côtes	21	Moelle spinale
9	Poumon gauche (lobe crânial)	22	Corps vertébral
10	M. pectoral ascendant	23	M. muscle long du cou
11	Veine jugulaire externe gauche et droite	24	Mm. intercostaux
12	Oesophage	25	Trachée
13	Sternum	26	Poumon droit (lobe crânial)
		27	Veine axillaire
		28	V. jugulaire externe droite ou V. cave crâniale
		29	Côte

Figure 43 . Coupe transversale n°5 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 3^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



Coupe 5A

Coupe 5B



Coupe 5C

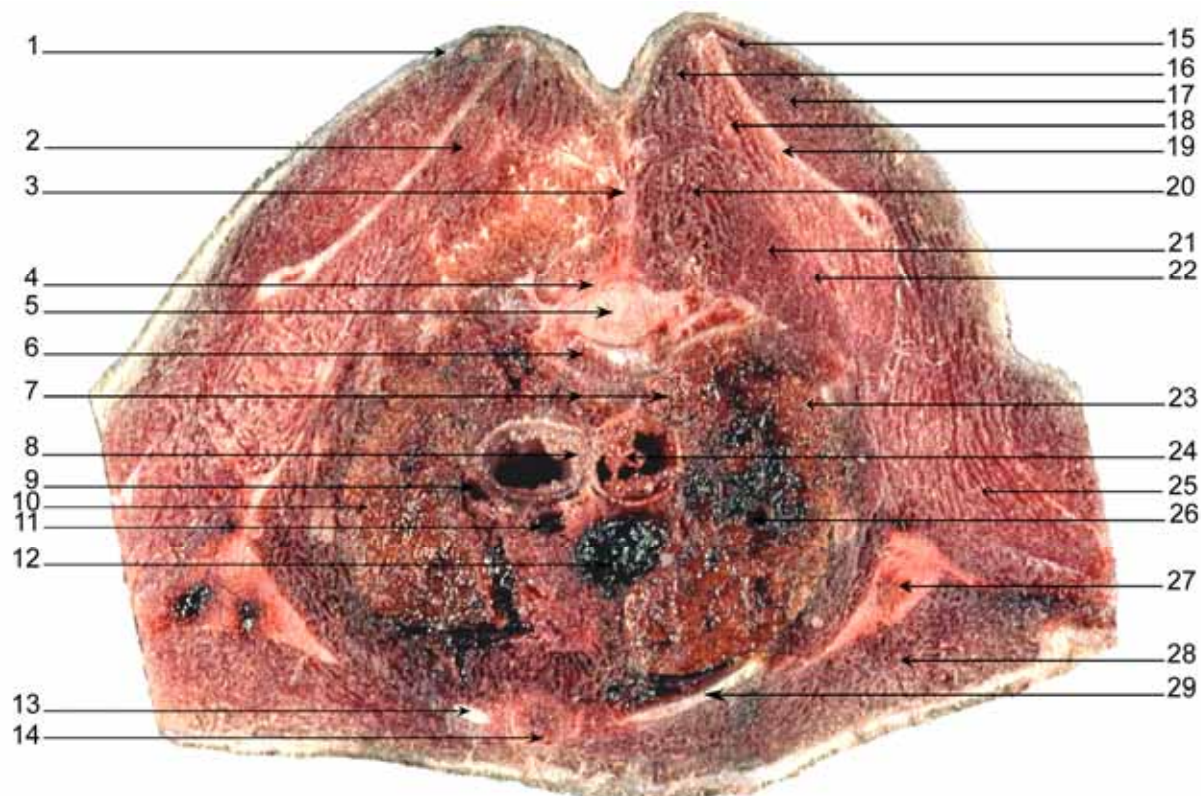
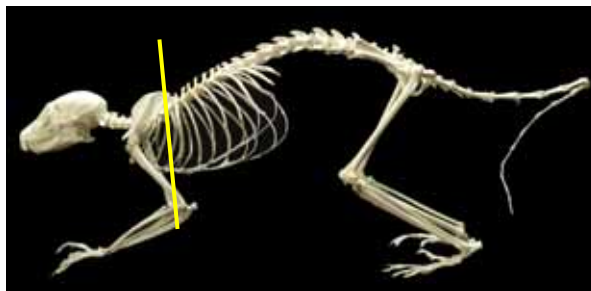
Coupe 5D

Figure 44 . Coupes tomodensitométriques n°5 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 3^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.

Coupe n° 6passant par la 4^{ème} vertèbre thoracique.

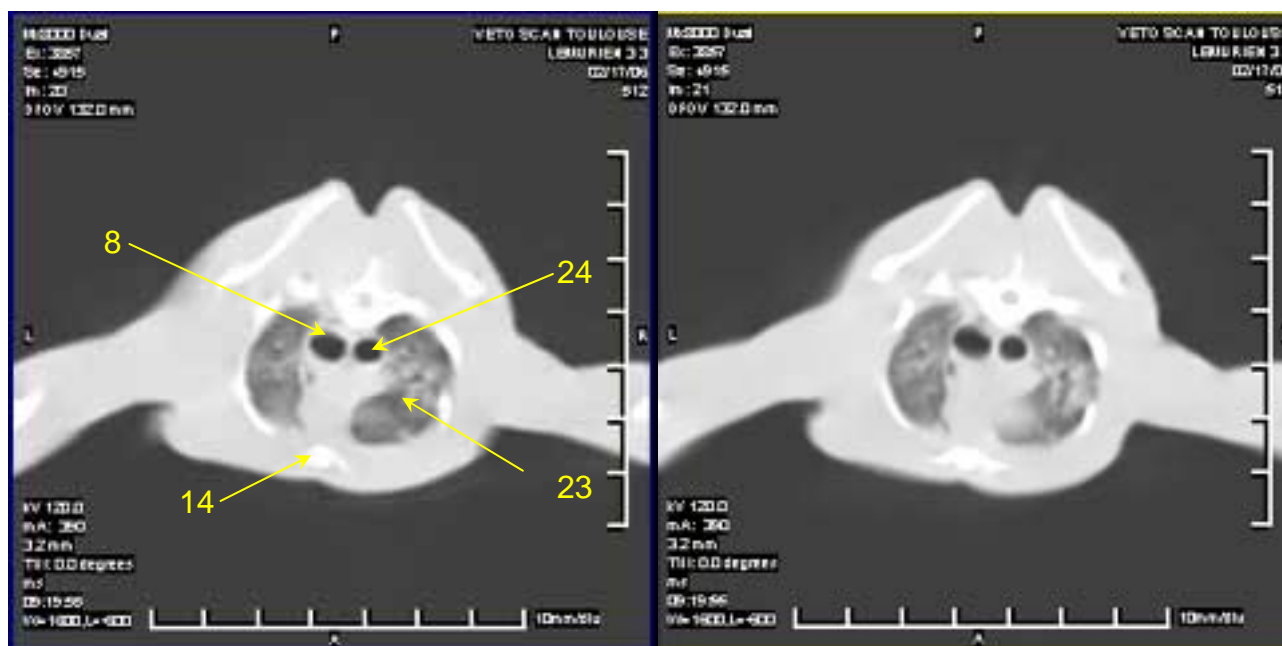
Echelle : 10/7

3,5 cm



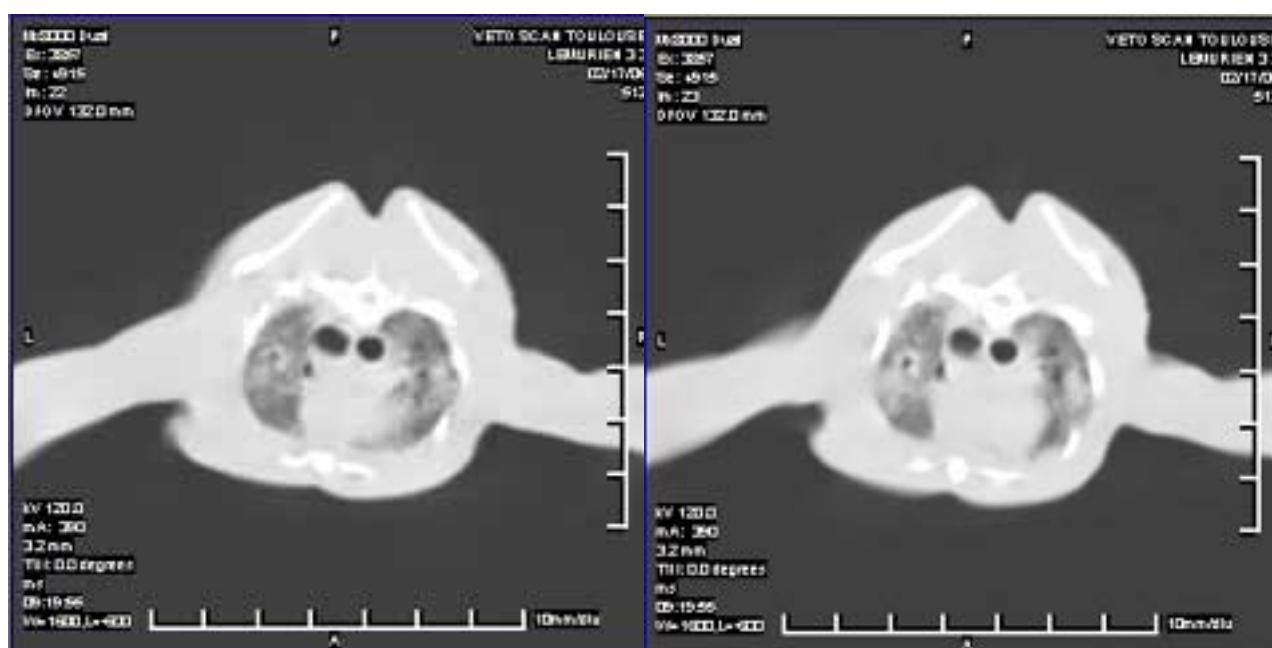
1	Peau	15	M. trapèze du thorax
2	M. dentelé ventral du thorax	16	M. rhomboïde du thorax
3	Processus épineux	17	M. infra-épineux
4	Arc vertébral	18	M. dentelé ventral du thorax
5	Moelle spinale	19	Scapula
6	Corps vertébral	20	M. épineux du thorax
7	Mm. longs du cou	21	M. longissimus du thorax
8	Oesophage	22	M. iliocostal du thorax
9	Artère sous clavière	23	Poumon droit (lobe crânial)
10	Poumon gauche (lobe crânial)	24	Trachée
11	Tronc branchio-céphalique	25	M. triceps brachial
12	Veine cave crâniale	26	Bronche lobaire crâniale
13	Côte	27	Humérus
14	Sternum	28	M. pectoral ascendant
		29	Côte

Figure 46. Coupe transversale n°6 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 4^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



Coupe 6A

Coupe 6B



Coupe 6C

Coupe 6D

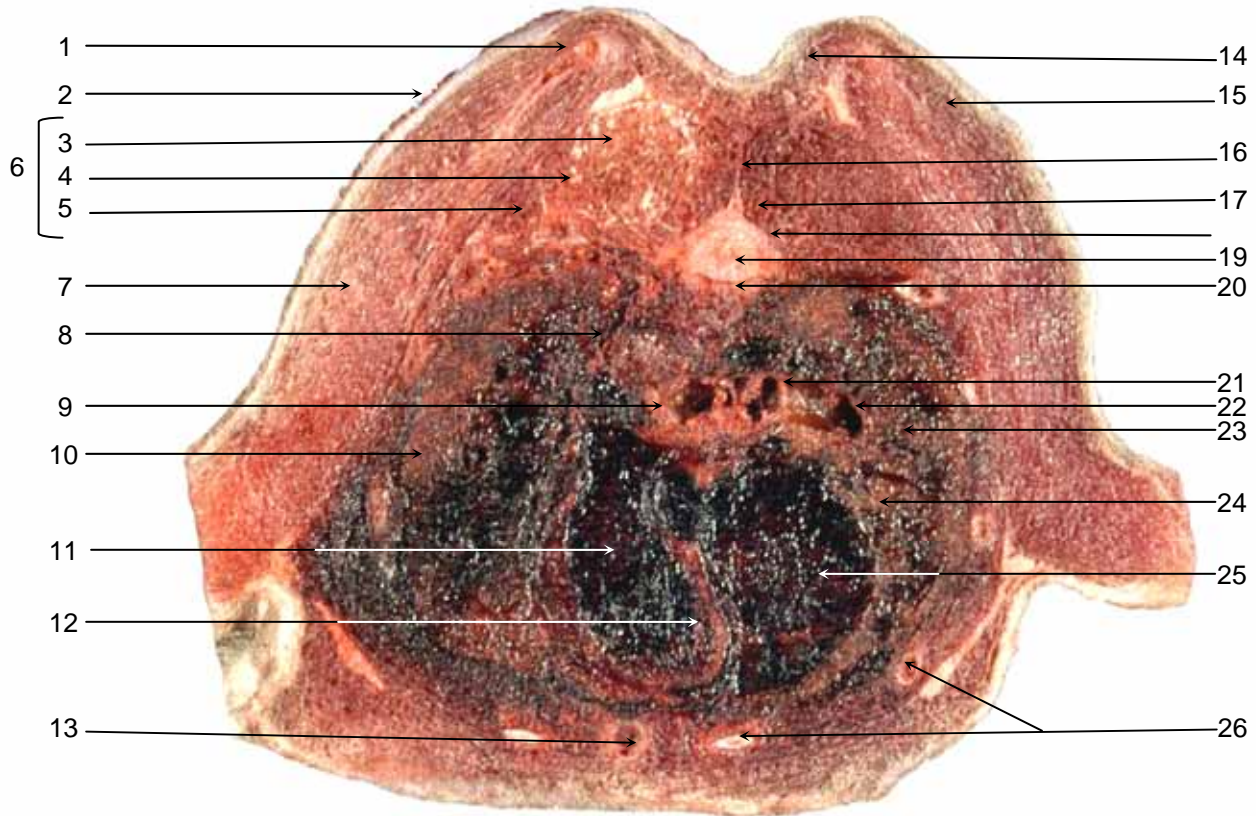
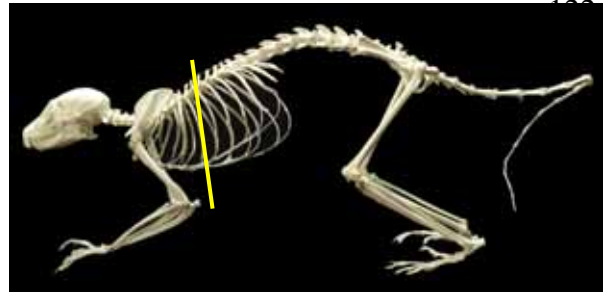
Figure 48 . Coupes tomodensitométriques n°6 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 4^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 7

passant par la 6^{ème} vertèbre thoracique.

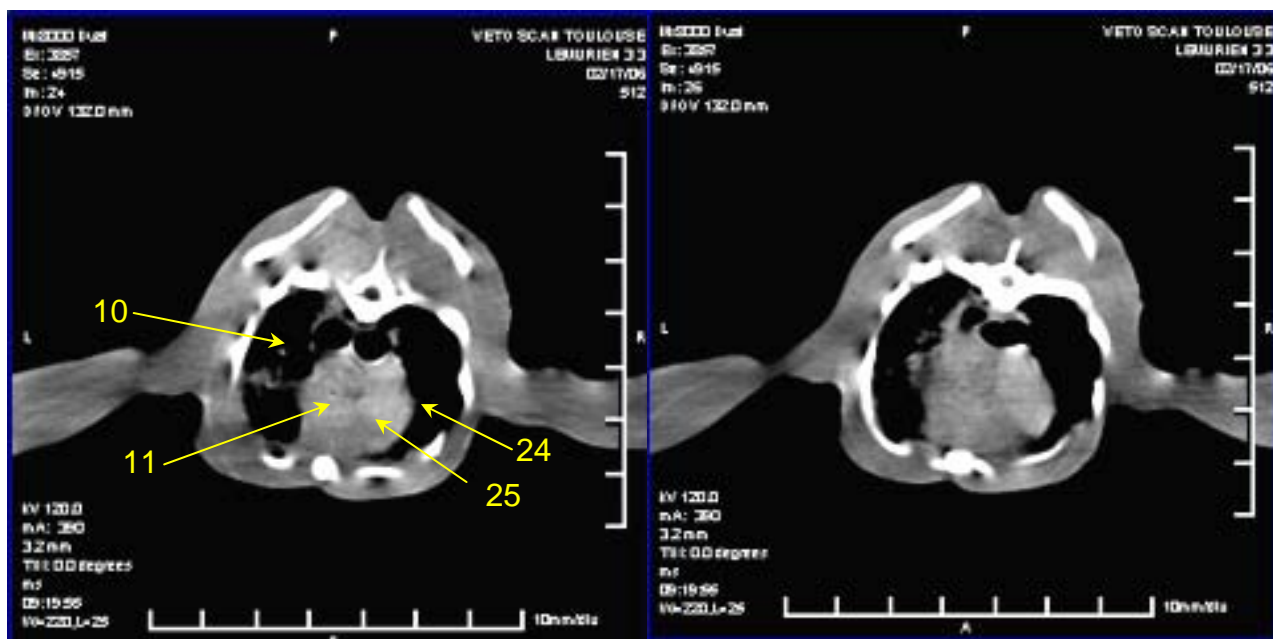
Echelle : 10/7

3,5 cm



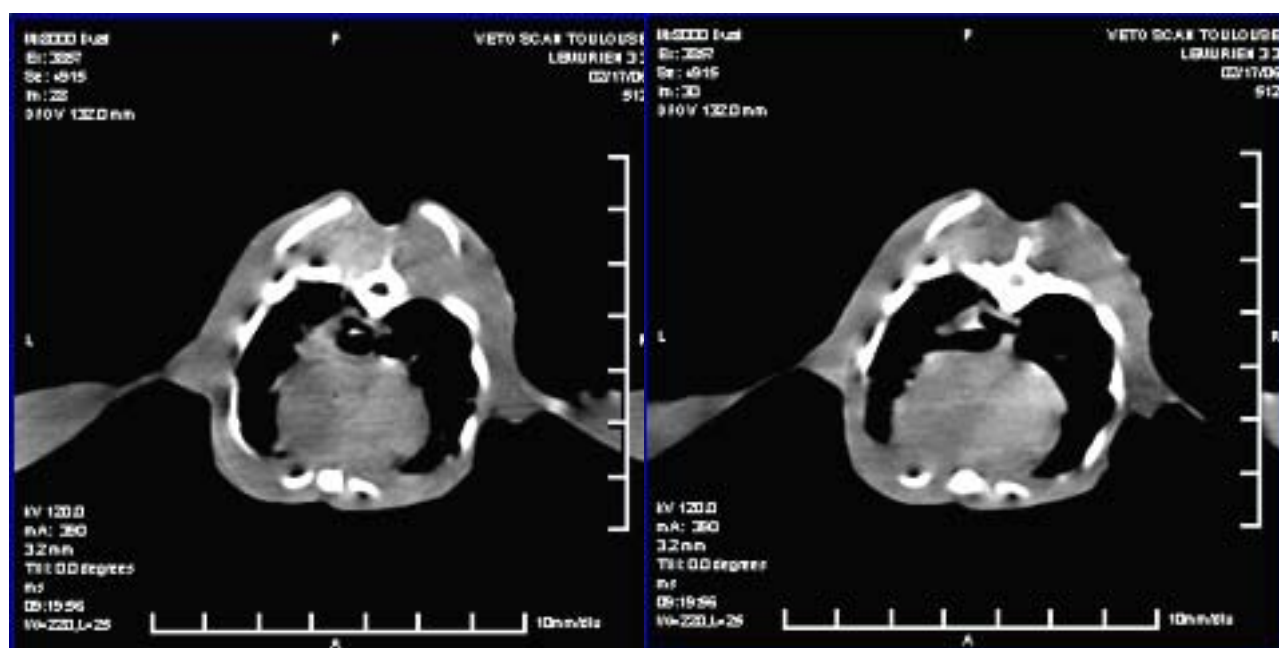
1	Scapula	14	M. rhomboïde du thorax
2	Peau	15	M. trapèze du thorax
3	M. épineux du thorax	16	Processus épineux
4	M. longissimus du thorax	17	Mm. multifides
5	M. ilio-costal du thorax	18	Arc vertébral
6	M. redresseur du rachis	19	Moelle spinale
7	M. triceps brachial	20	Corps vertébral
8	Arc aortique	21	Bronche principale (poumon droit)
9	Bronche principale (poumon gauche)	22	Bronche lobaire crâniale
10	Poumon gauche	23	Poumon droit (lobe crânial)
11	Ventricule gauche	24	Poumon droit (lobe moyen)
12	Septum interventriculaire	25	Atrium droit
13	Sternum	26	Côtes

Figure 49 . Coupe transversale n°7 du thorax d'*Eulemur fulvus* passant par la 6^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



Coupe 7A

Coupe 7B



Coupe 7C

Coupe 7D

Figure 50 . Coupes tomodensitométriques n°7 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 6^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 7A



Coupe 7B



Coupe 7C



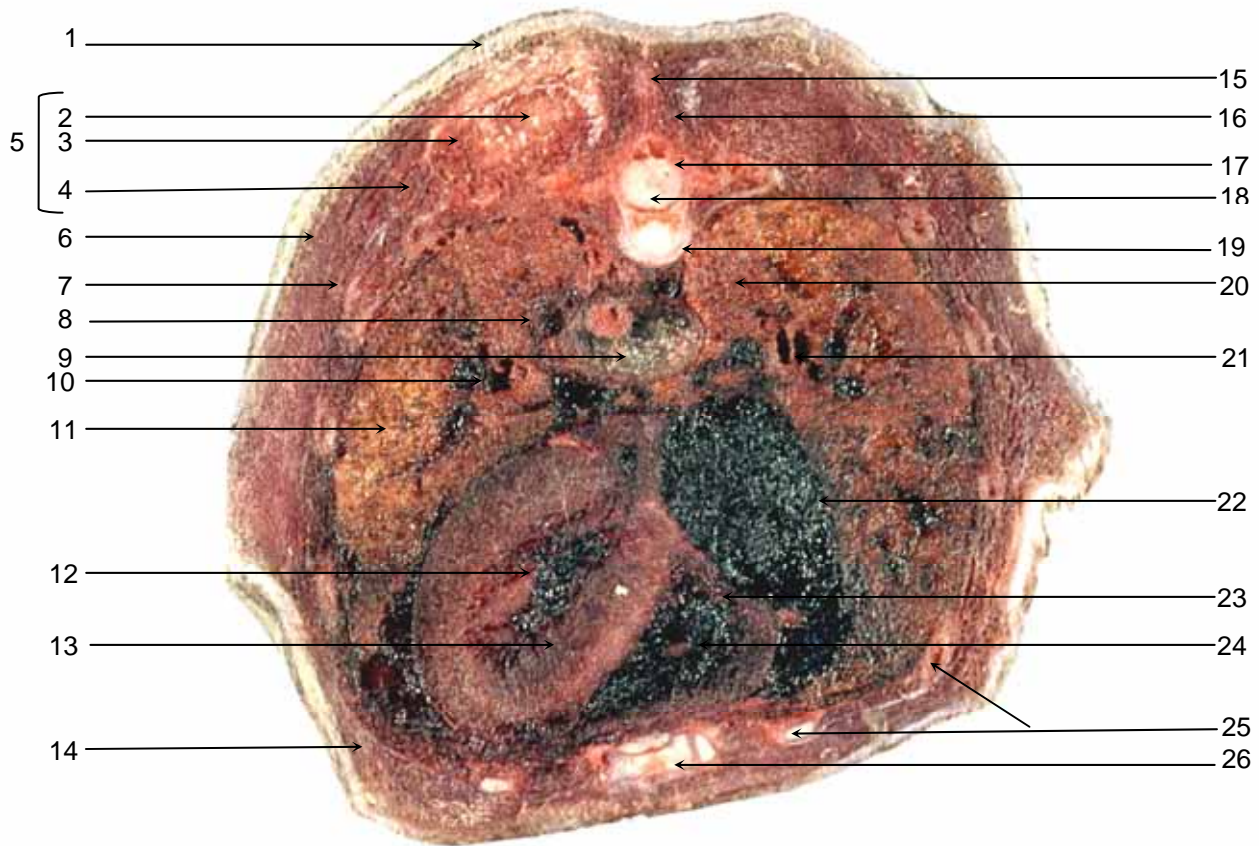
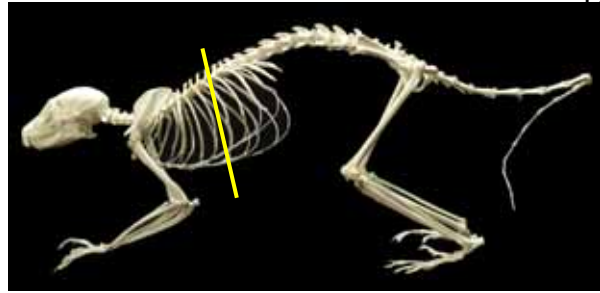
Coupe 7D

Figure 51 . Coupes tomodensitométriques n°7 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 6^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 8passant par la 8^{ème} vertèbre thoracique.

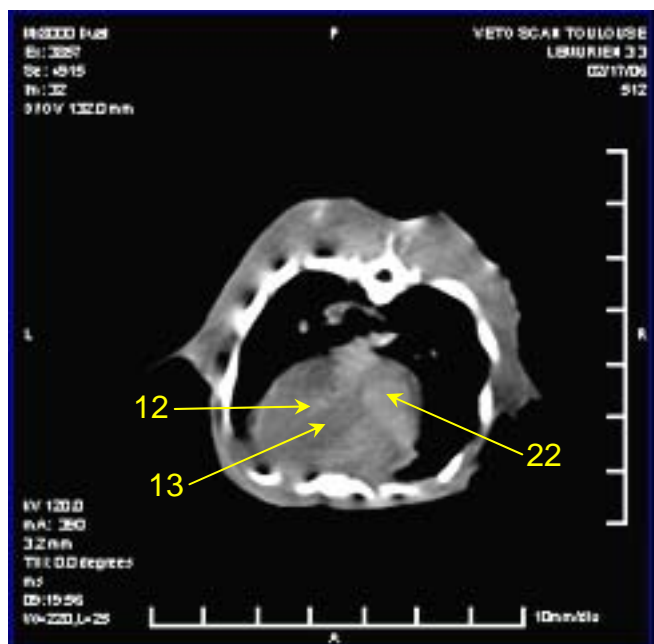
Echelle : 10/7

3,5 cm

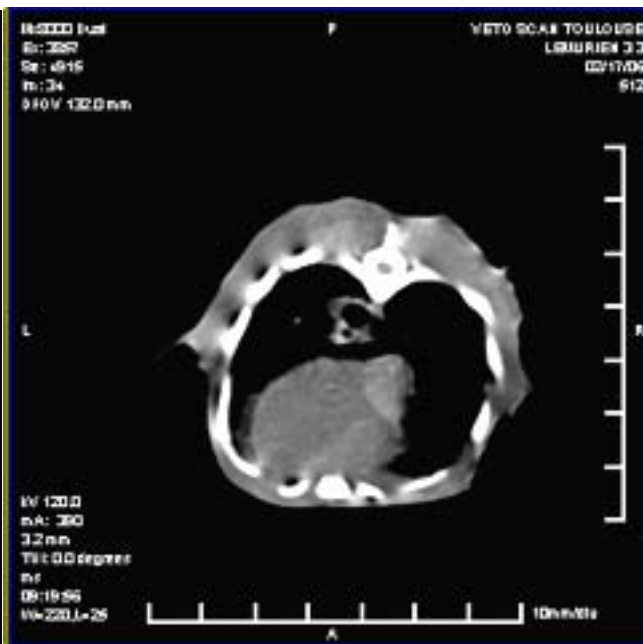


1	Peau	14	M. pectoral ascendant
2	M. épineux du thorax	15	Processus épineux
3	M. longissimus du thorax	16	Mm. multifides
4	M. ilio-costal du thorax	17	Arc vertébral
5	M. redresseur du rachis	18	Moelle spinale
6	M. grand dorsal	19	Corps vertébral
7	M. dentelé ventral du thorax	20	Poumon droit (lobe moyen)
8	Aorte thoracique	21	Bronche lobaire caudale droite
9	Oesophage	22	Atrium droit
10	Bronche lobaire caudale gauche	23	Ostium atrio-ventriculaire droit
11	Poumon gauche (loba caudal)	24	Ventricule droit
12	Ventricule gauche	25	Côtes
13	Septum interventriculaire	26	Manubrium sternal

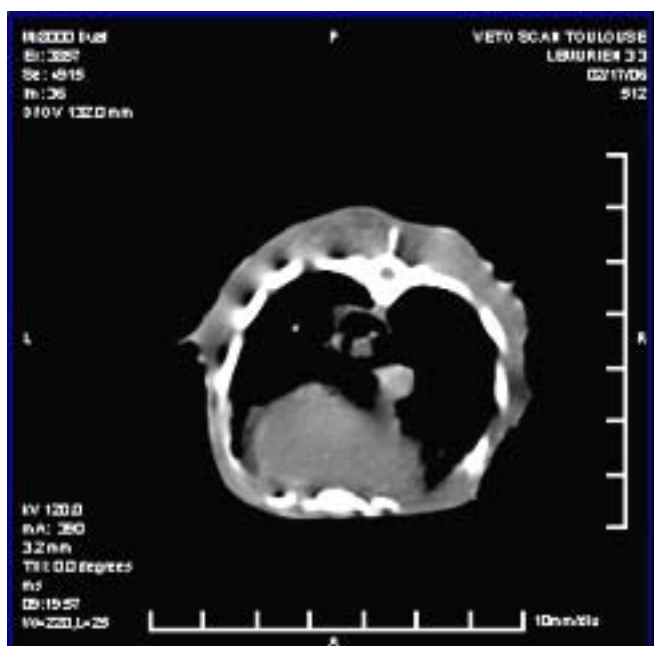
Figure 52 . Coupe transversale n°8 du thorax d'*Eulemur fulvus* passant par la 8^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



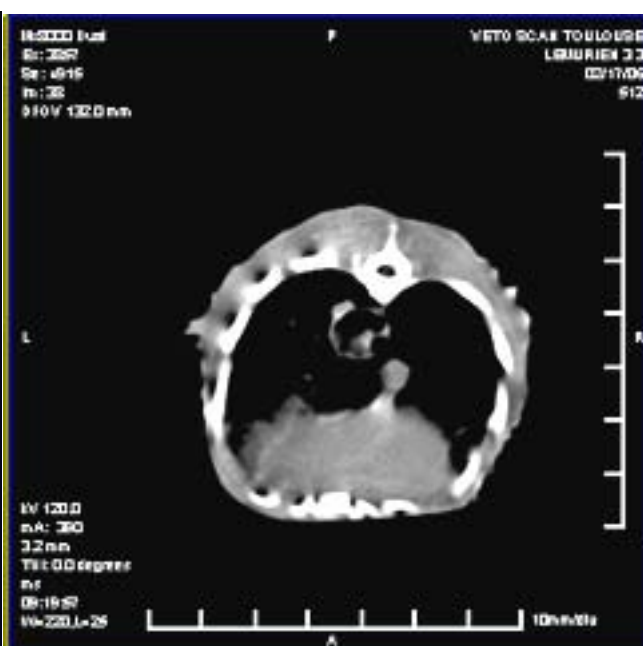
Coupe 8A



Coupe 8B

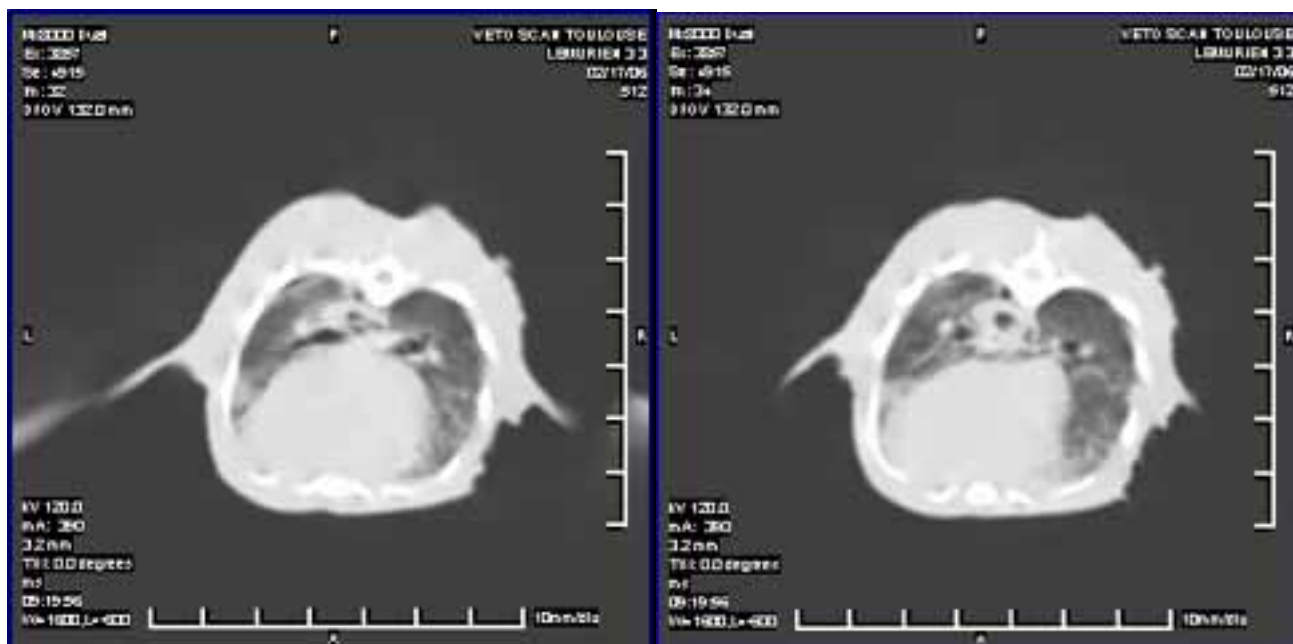


Coupe 8C



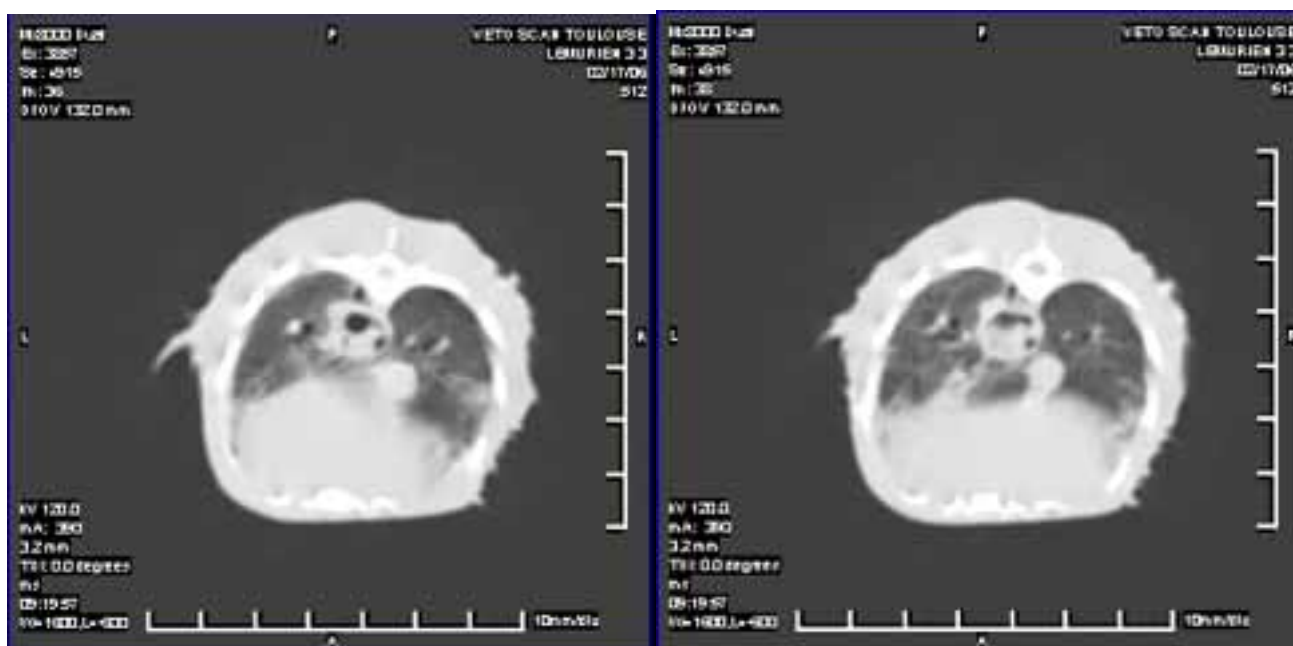
Coupe 8D

Figure 53 . Coupes tomodensitométriques n°8 du thorax d'Eulemur fulvus passant par la 8^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 8A

Coupe 8B



Coupe 8C

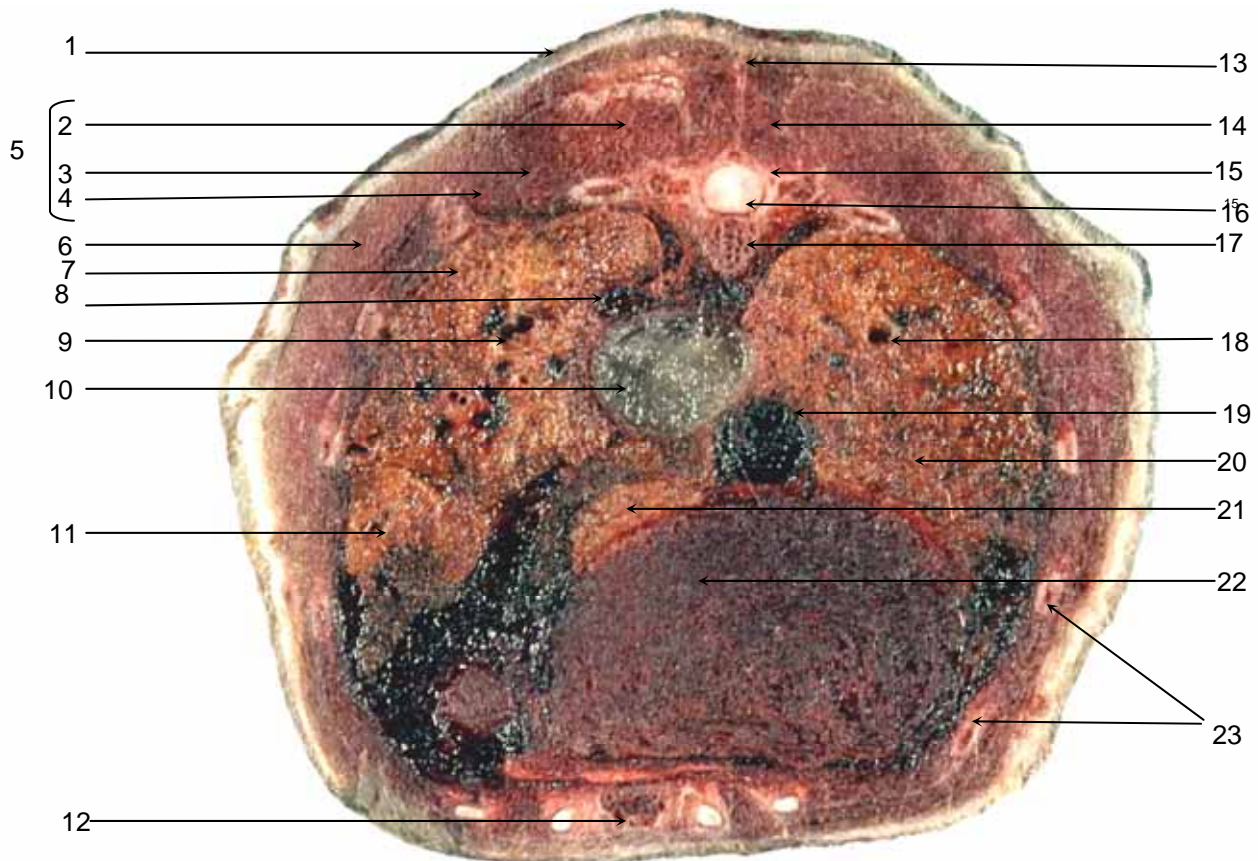
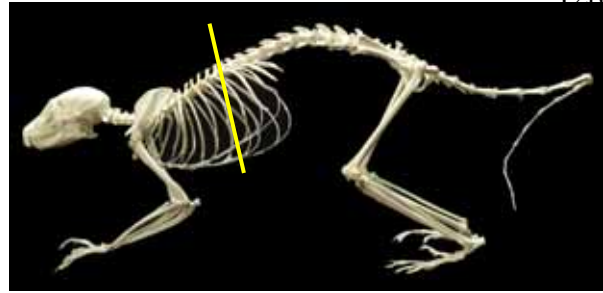
Coupe 8D

Figure 54 . Coupes tomodensitométriques n°8 du thorax d'*Eulemur fulvus* passant par la 8^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 9passant par la 9^{ème} vertèbre thoracique.

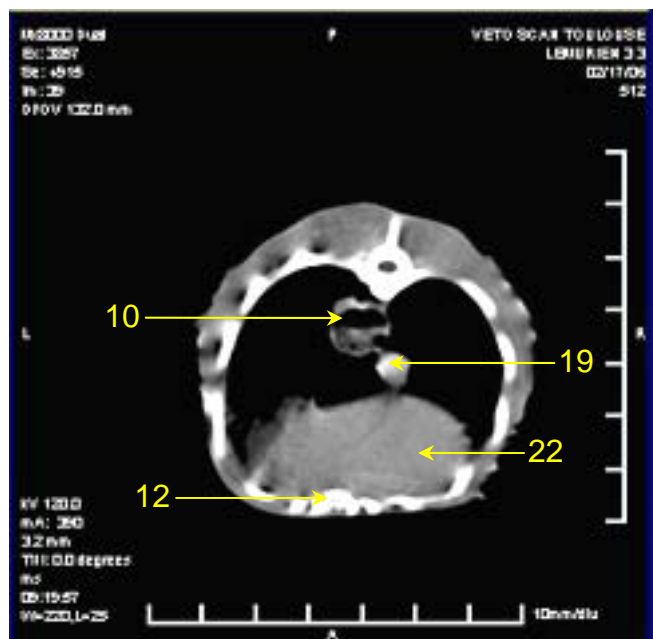
Echelle : 10/7

3,5 cm

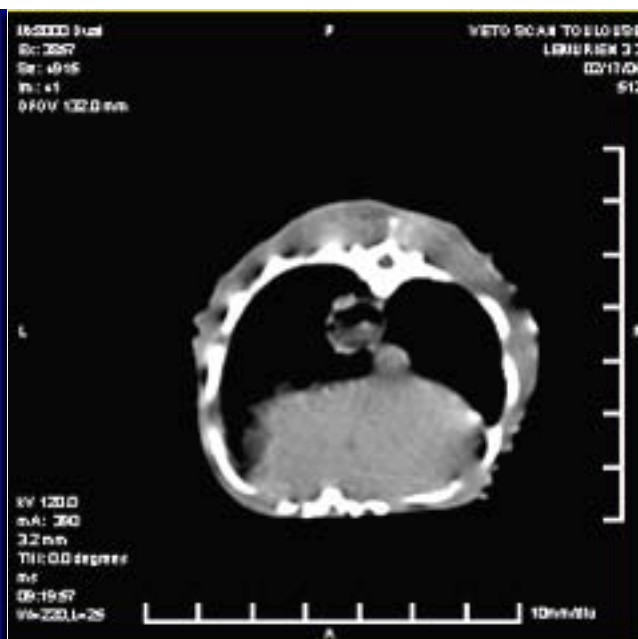


1	Peau	13	Processus épineux
2	M. épineux du thorax	14	Mm. multifides
3	M. longissimus du thorax	15	Arc vertébral
4	M. ilio-costal du thorax	16	Moelle spinale
5	M. redresseur du rachis	17	Corps vertébral
6	M. grand dorsal	18	Bronche lobaire caudale droite
7	Poumon gauche (lobe caudal)	19	Veine cave caudale
8	Aorte thoracique	20	Poumon droit (lobe caudal)
9	Bronche lobaire caudale gauche	21	Poumon droit (lobe accessoire - "azygos")
10	Oesophage	22	Foie
11	Poumon gauche (lobe crânial - lingula)	23	Côtes
12	Sternum		

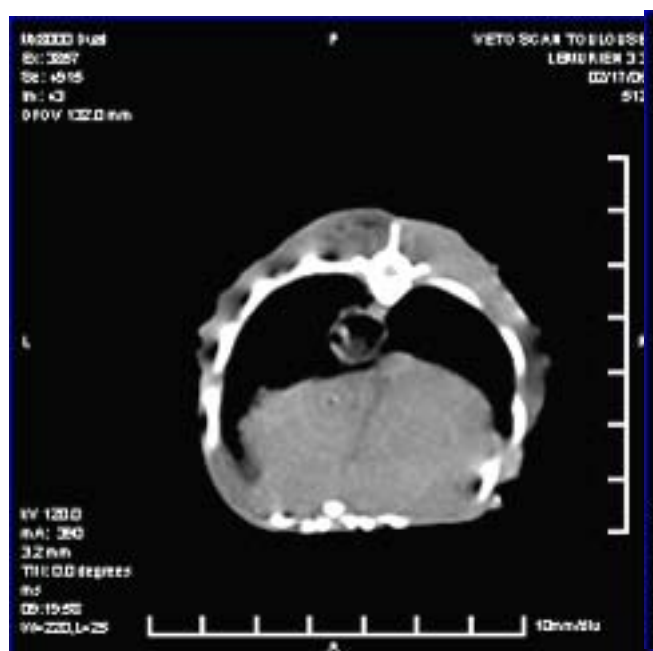
Figure 55 . Coupe transversale n°9 du thorax et de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant par la 9^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



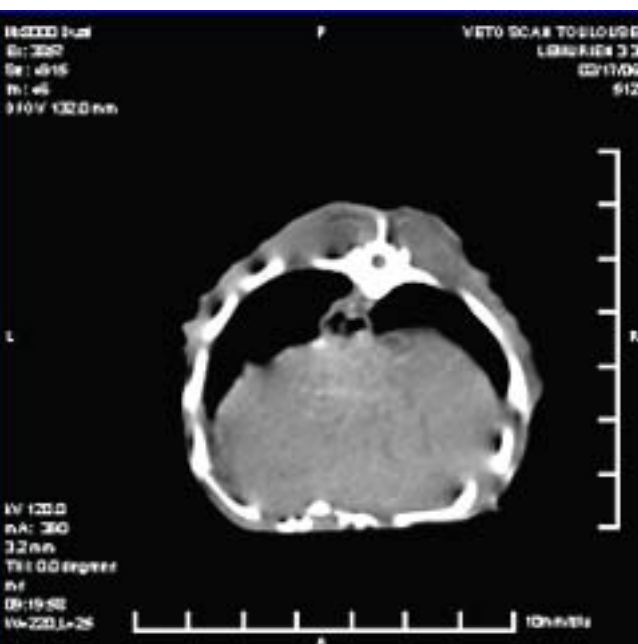
Coupe 9A



Coupe 9B

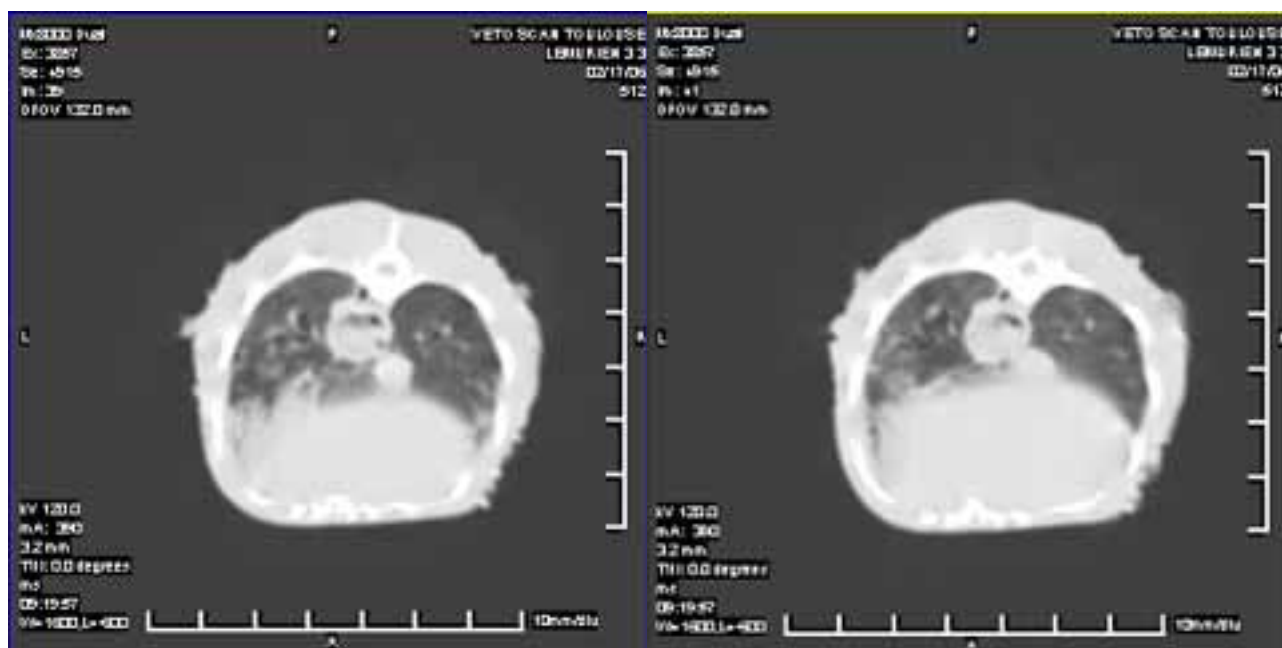


Coupe 9C



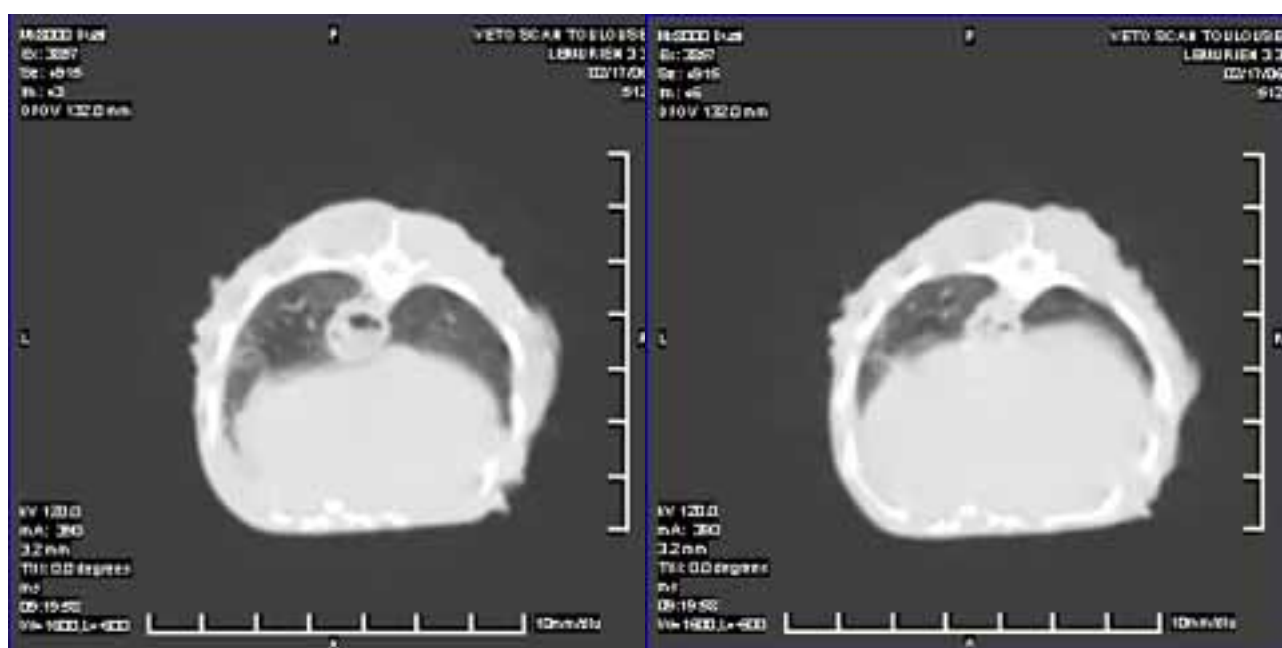
Coupe 9D

Figure 56 . Coupes tomodensitométriques n°9 du thorax et de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 9^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 9A

Coupe 9B



Coupe 9C

Coupe 9D

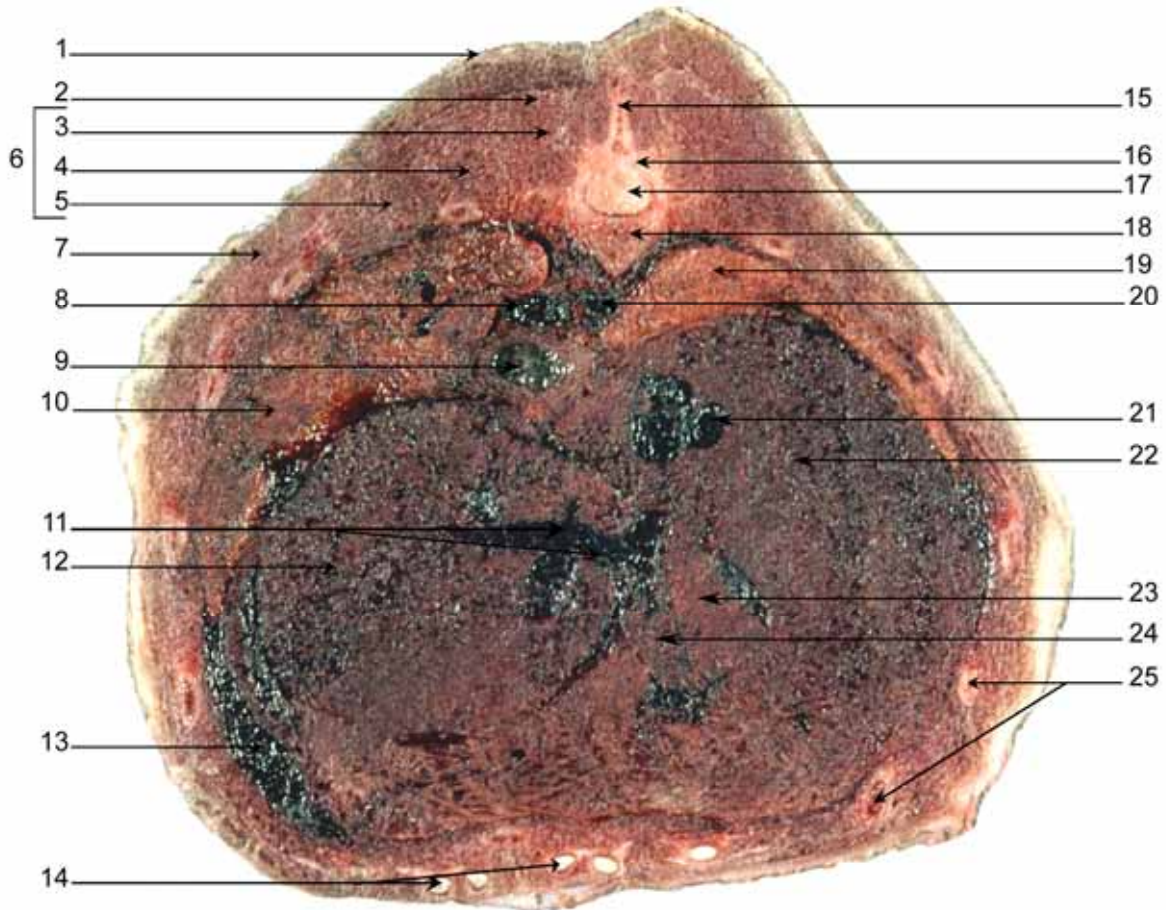
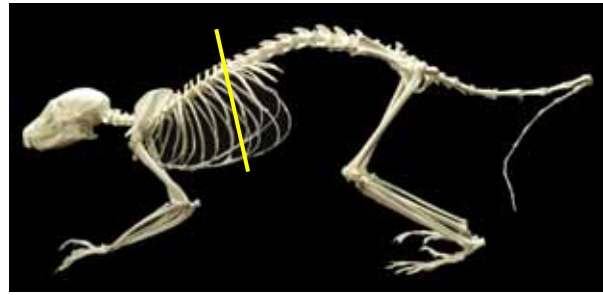
Figure 57 . Coupes tomodensitométriques n°9 du thorax et de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 9^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 10

passant par la 10^{ème} vertèbre
thoracique.

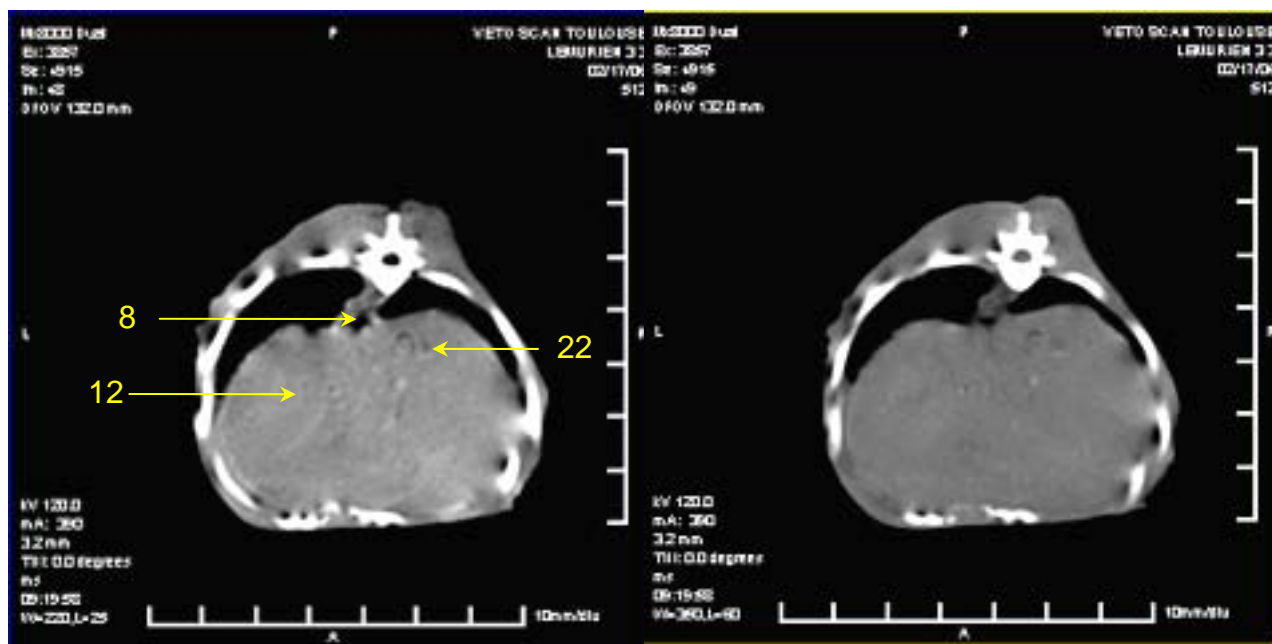
Echelle : 10/7

3,5 cm



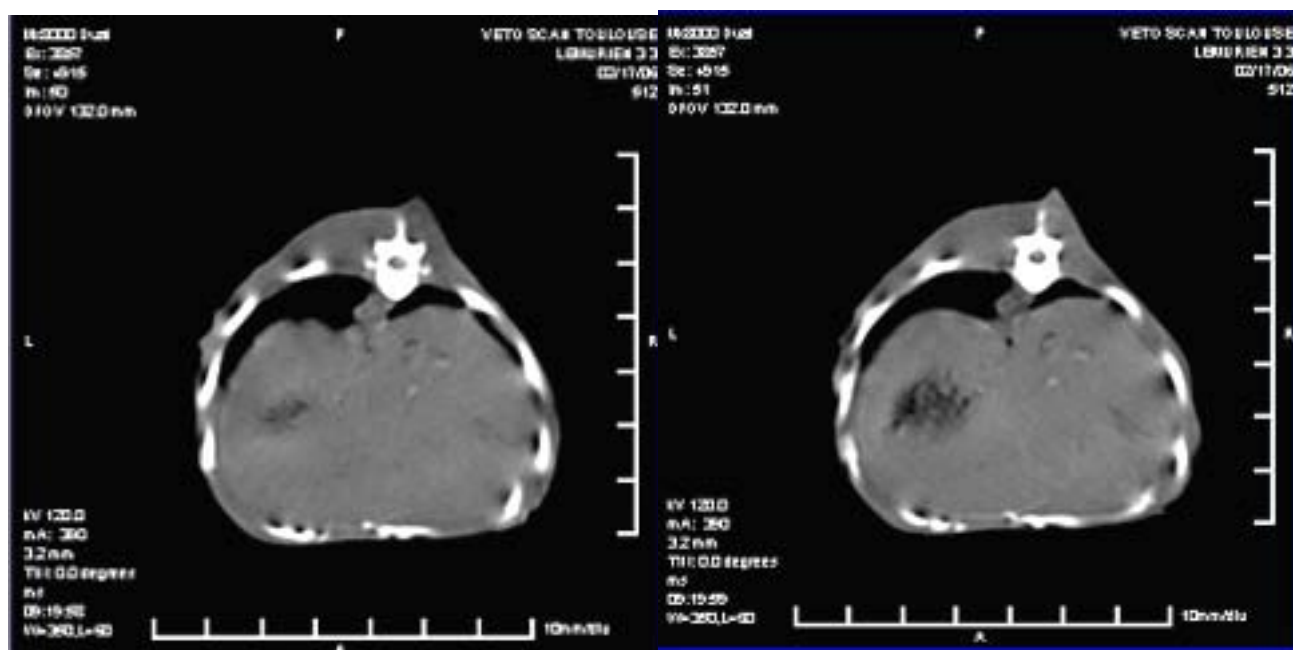
- | | | | |
|----|-----------------------------|----|----------------------------|
| 1 | Peau | 15 | Processus épineux |
| 2 | Fascia thoraco-lombaire | 16 | Arc vertébral |
| 3 | M. épineux du thorax | 17 | Moelle spinale |
| 4 | M. longissimus du thorax | 18 | Corps vertébral |
| 5 | M. ilio-costal du thorax | 19 | Poumon droit (lobe caudal) |
| 6 | M. redresseur du rachis | 20 | Veine azygos droite |
| 7 | M. grand dorsal | 21 | Veine cave caudale |
| 8 | Aorte thoracique | 22 | Foie (lobe latéral droit) |
| 9 | Oesophage | 23 | Foie (lobe médial droit) |
| 10 | Poumon gauche (lobe caudal) | 24 | Foie (lobe caudé) |
| 11 | Veines hépatiques | 25 | Côtes |
| 12 | Foie (lobe latéral gauche) | | |
| 13 | Foie (lobe médial gauche) | | |
| 14 | Côtes asternales | | |

Figure 58 . Coupe transversale n°10 du thorax et de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 10^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



Coupe 10A

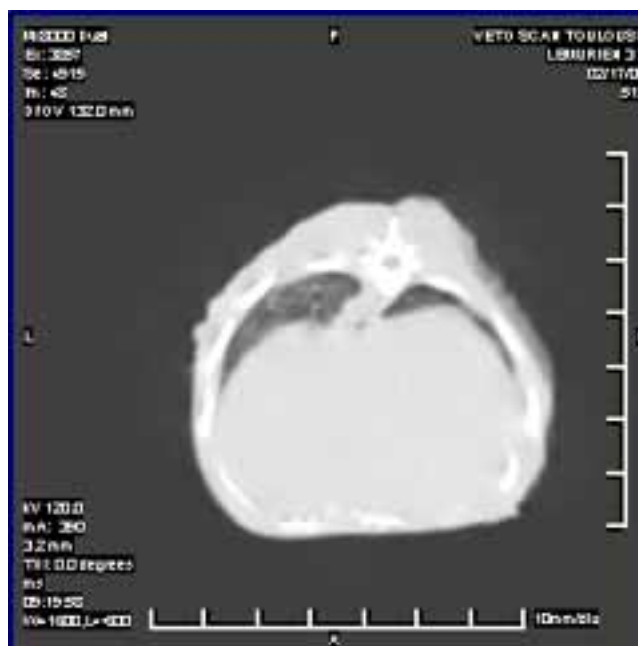
Coupe 10B



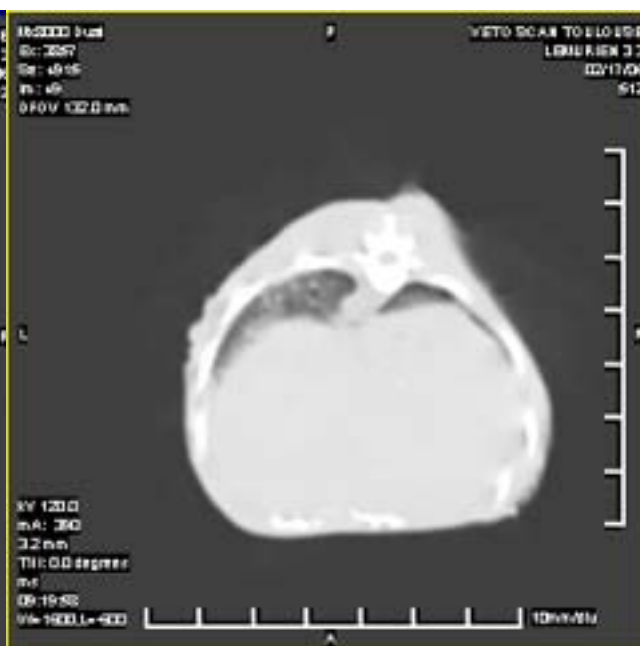
Coupe 10C

Coupe 10D

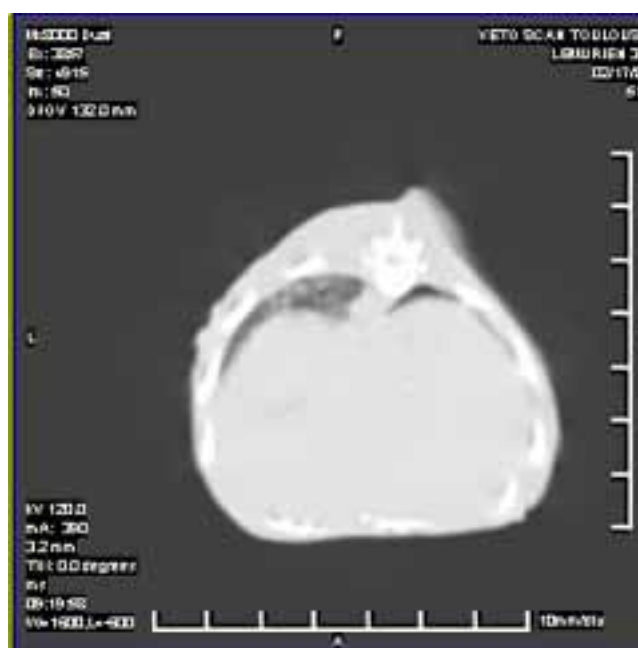
Figure 59 . Coupes tomodensitométriques n°10 du thorax et de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 10^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



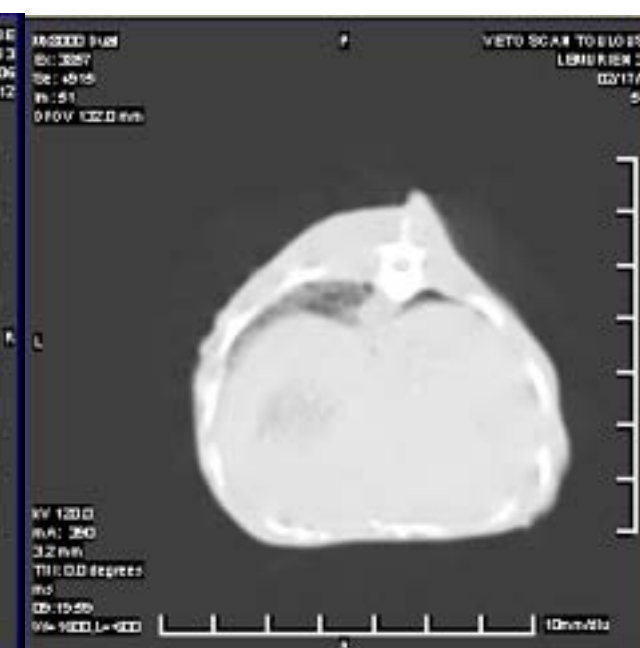
Coupe 10A



Coupe 10B



Coupe 10C



Coupe 10D

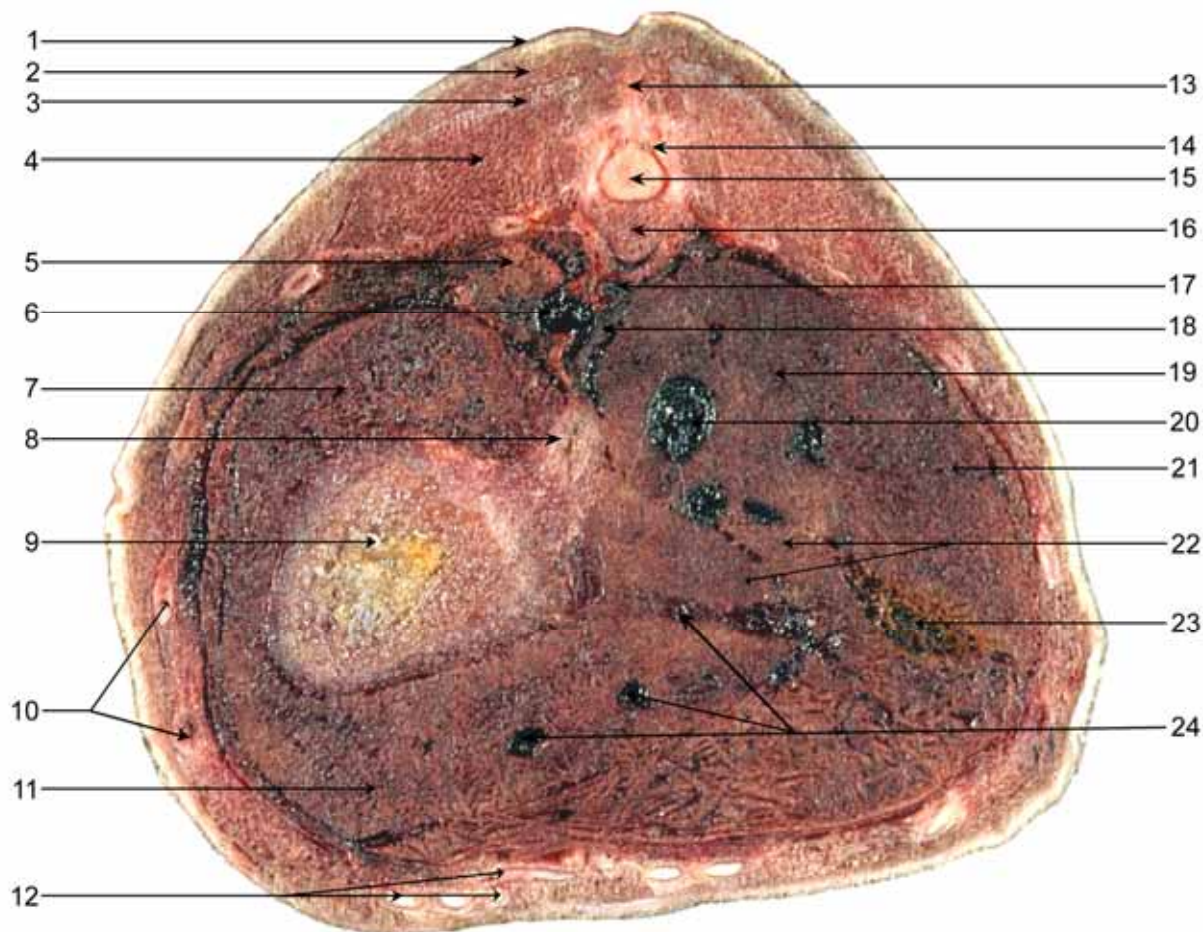
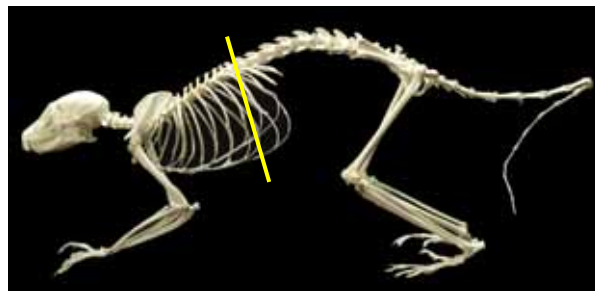
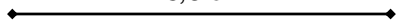
Figure 60 . Coupes tomodensitométriques n°10 du thorax et de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 10^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 11

passant par la 11^{ème} vertèbre
thoracique.

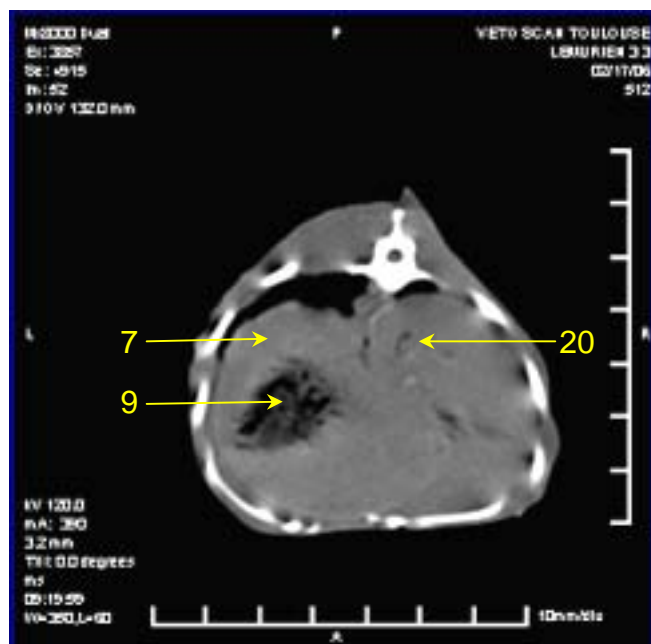
Echelle : 10/7

3,5 cm

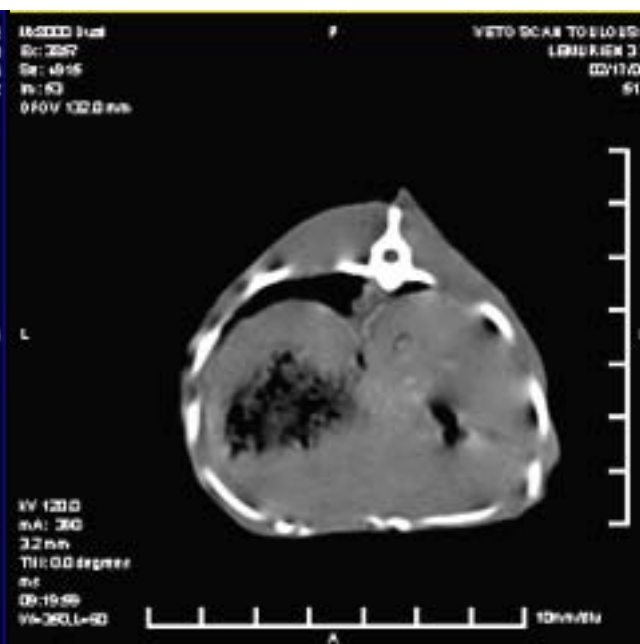


1	Peau	13	Processus épineux
2	M. grand dorsal	14	Arc vertébral
3	Fascia thoraco-lombaire	15	Moelle spinale
4	M. redresseur du rachis	16	Corps vertébral
5	Poumon gauche (lobe caudal)	17	Veine azygos droite
6	Aorte thoracique	18	Diaphragme (pilier droit)
7	Foie (lobe latéral gauche)	19	Foie (lobe médial droit)
8	Oesophage	20	Veine cave caudale
9	Fond de l'estomac	21	Foie (lobe latéral droit)
10	Côte	22	Foie (lobe caudé - processus papillaire)
11	Foie (lobe latéral gauche)	23	Vésicule biliaire
12	Côtes asternales	24	Veines hépatiques

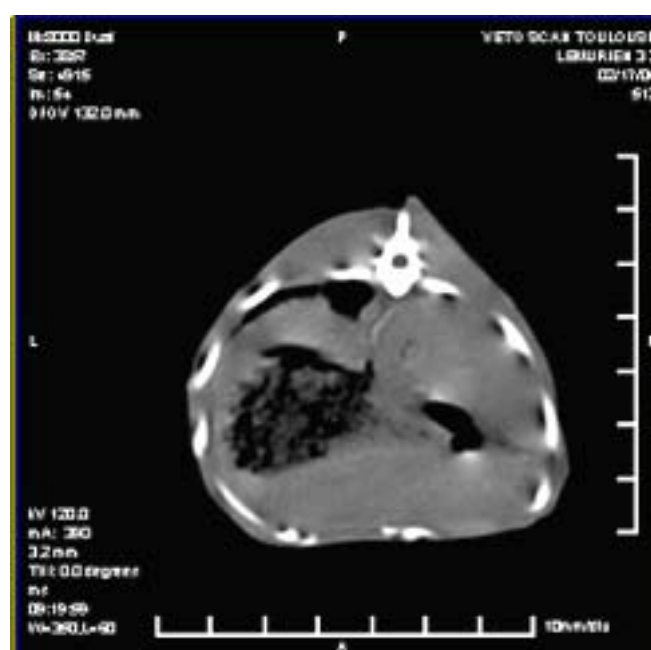
Figure 61 . Coupe transversale n°11 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant par la 11^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



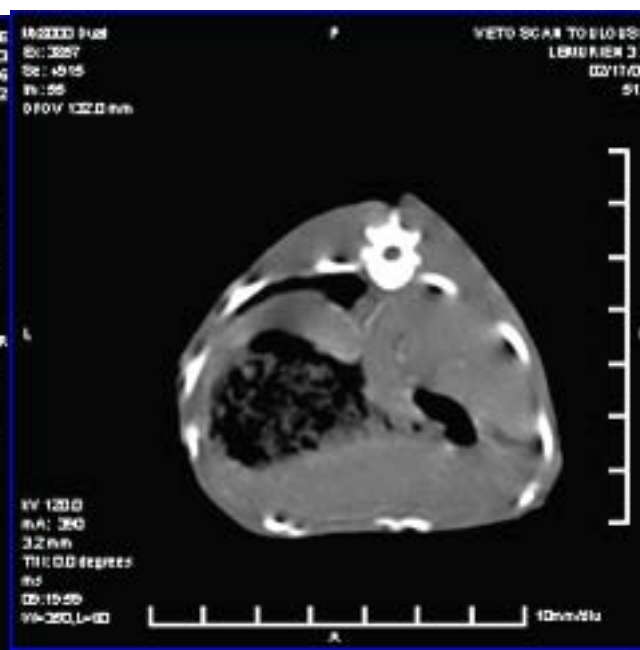
Coupe 11A



Coupe 11B

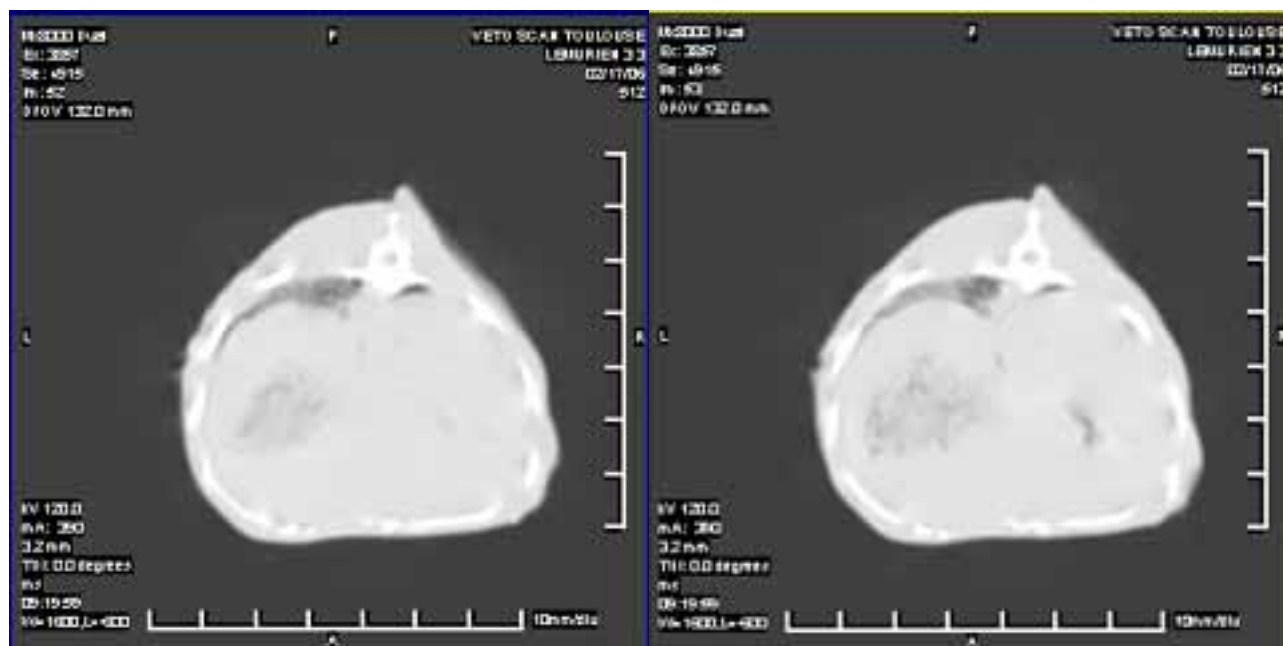


Coupe 11C



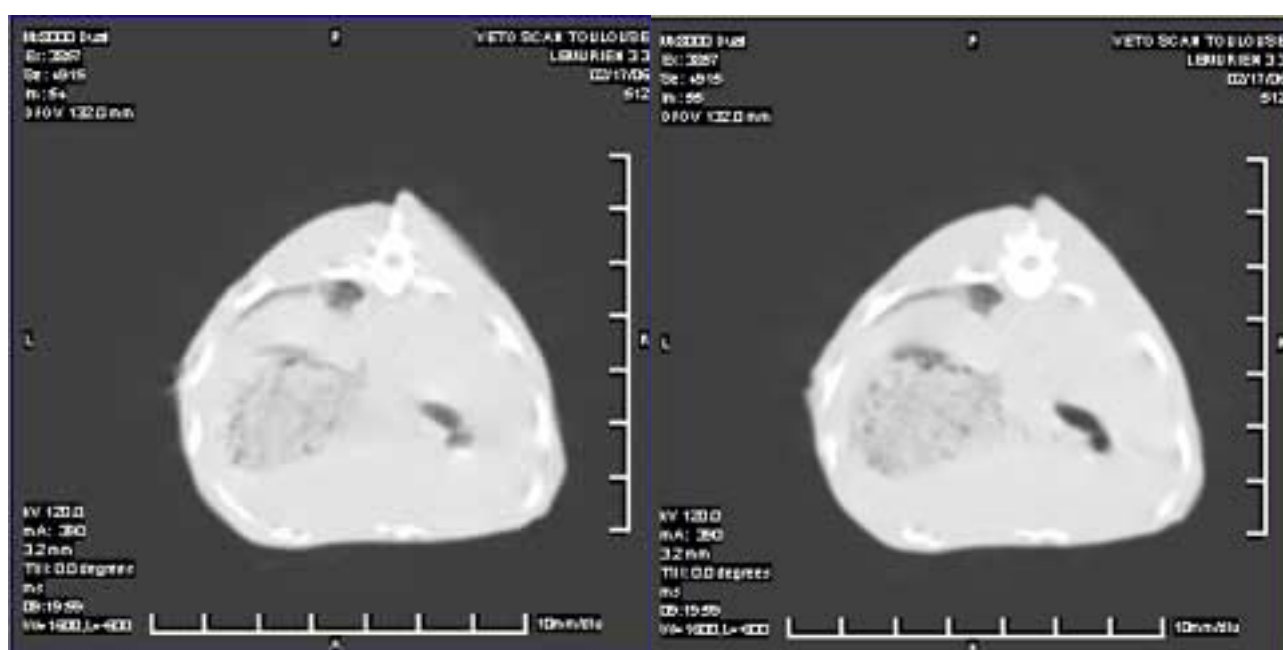
Coupe 11D

Figure 62 . Coupes tomodensitométriques n°11 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 11^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 11A

Coupe 11B



Coupe 11C

Coupe 11D

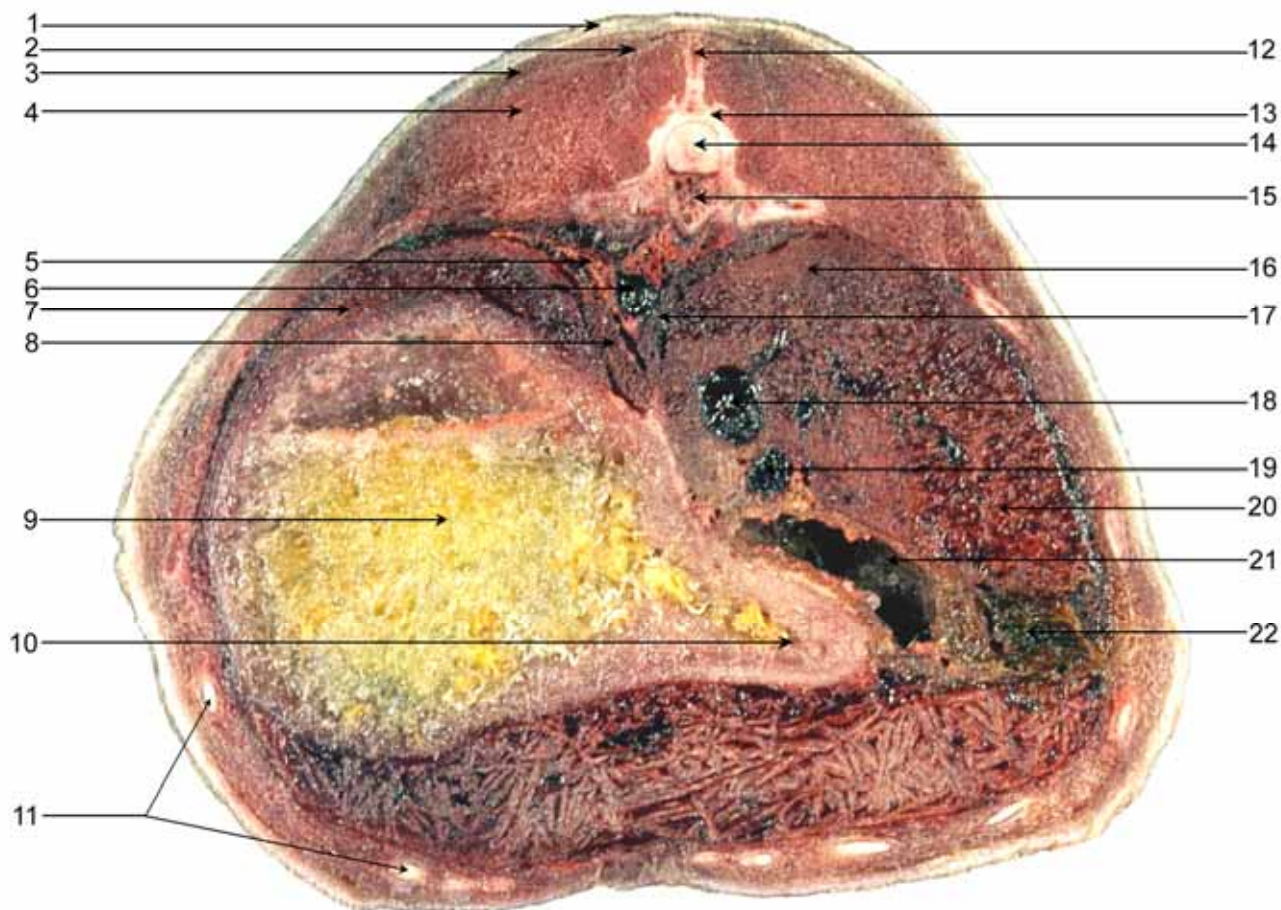
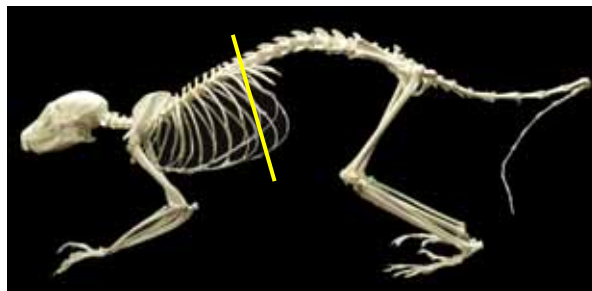
Figure 63 . Coupes tomodensitométriques n°11 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 11^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 12

passant par la 12^{ème} vertèbre
thoracique.

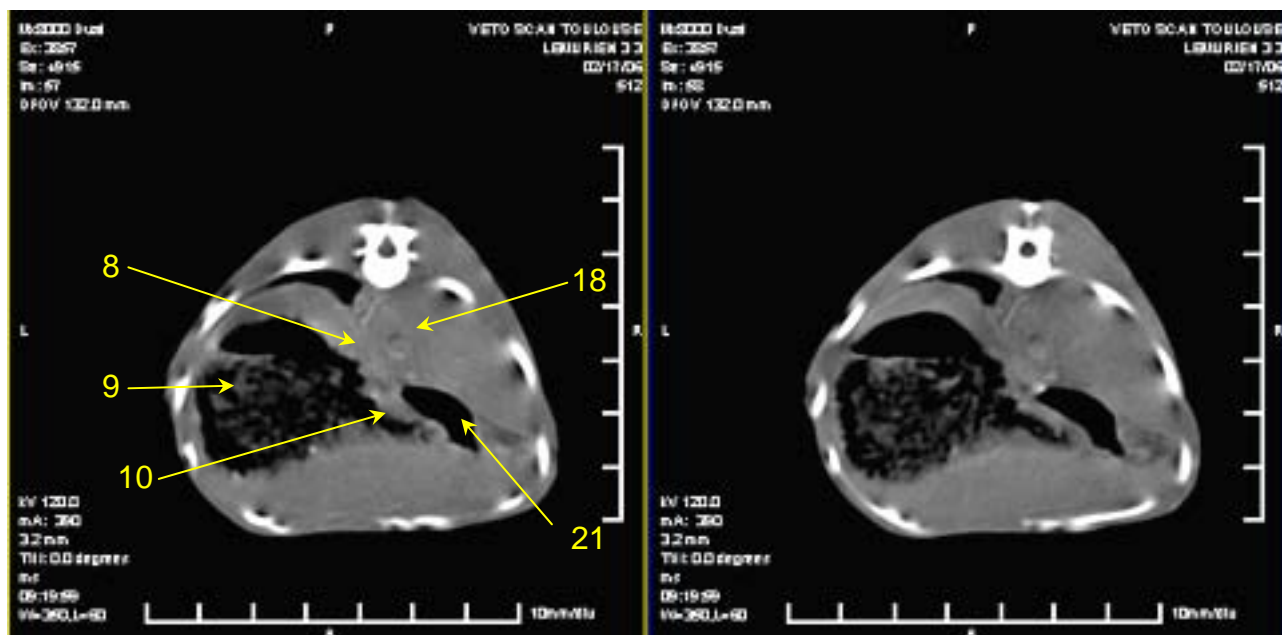
Echelle : 10/7

3,5 cm



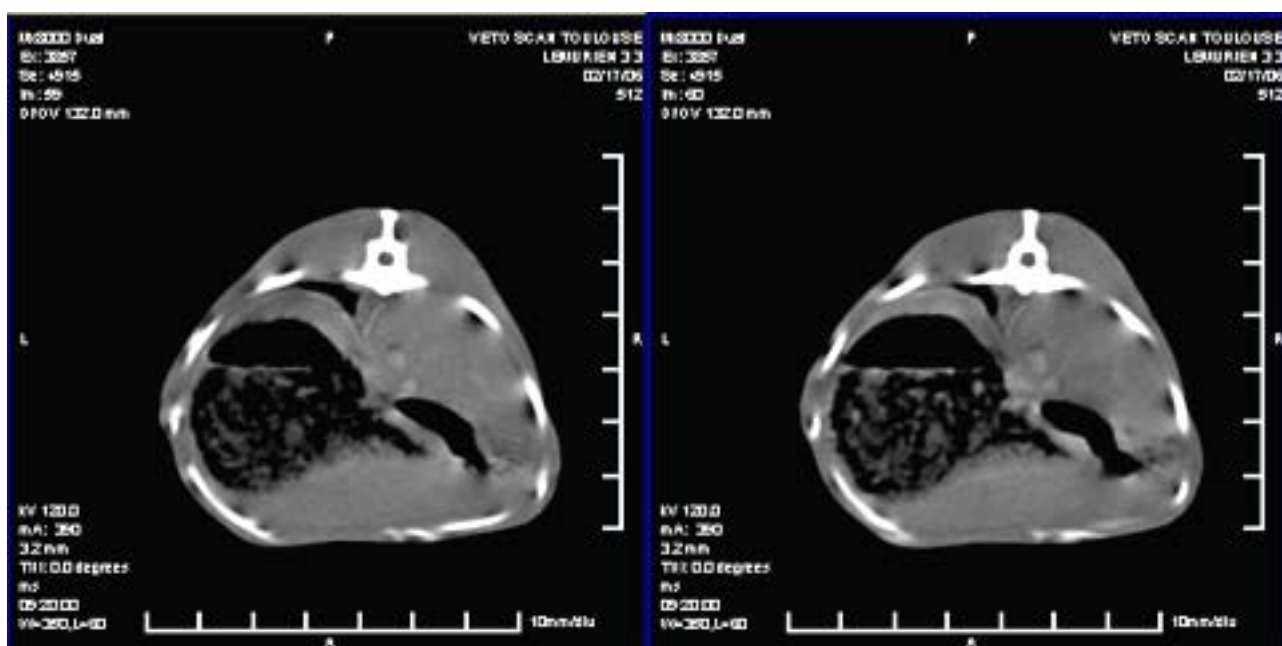
1	Peau	12	Processus épineux
2	Fascia thoraco-lombaire	13	Arc vertébral
3	M. grand dorsal	14	Moelle spinale
4	M. redresseur du rachis	15	Corps vertébral
5	Poumon gauche (lobe caudal)	16	Foie (lobe médial droit)
6	Aorte thoracique	17	Diaphragme (pilier droit)
7	Foie (lobe latéral gauche)	18	Veine cave caudale
8	Diaphragme (pilier gauche)	19	Veine porte
9	Estomac (corps)	20	Foie (lobe latéral droit)
10	Estomac (partie pylorique)	21	Duodénum descendant
11	Côtes	22	Vésicule biliaire

Figure 64 . Coupe transversale n°12 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant par la 12^{ème} vertèbre thoracique. Vue caudale de la coupe



Coupe 12A

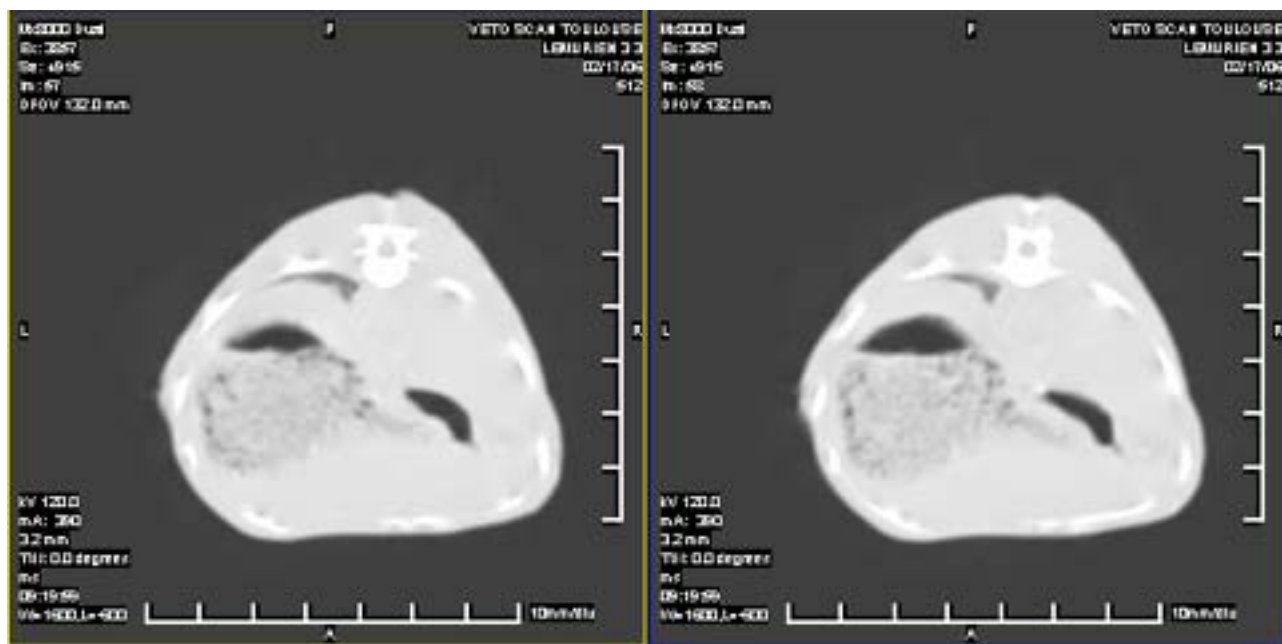
Coupe 12B



Coupe 12C

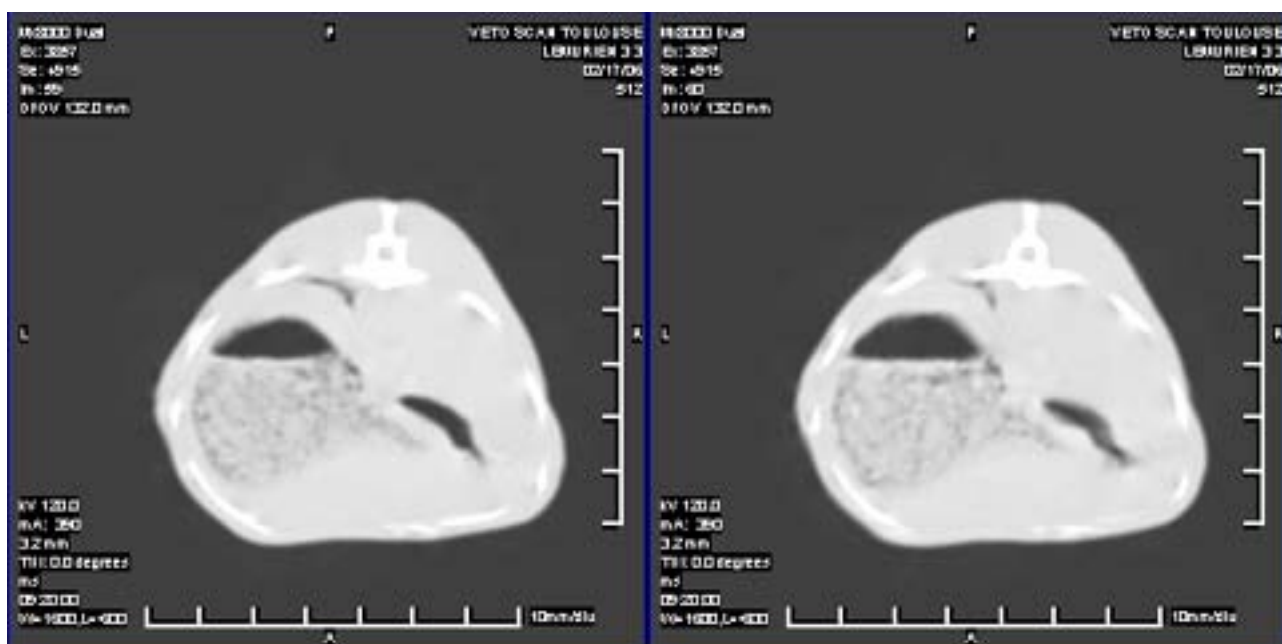
Coupe 12D

Figure 65 . Coupes tomodensitométriques n°12 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 12^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 12A

Coupe 12B



Coupe 12C

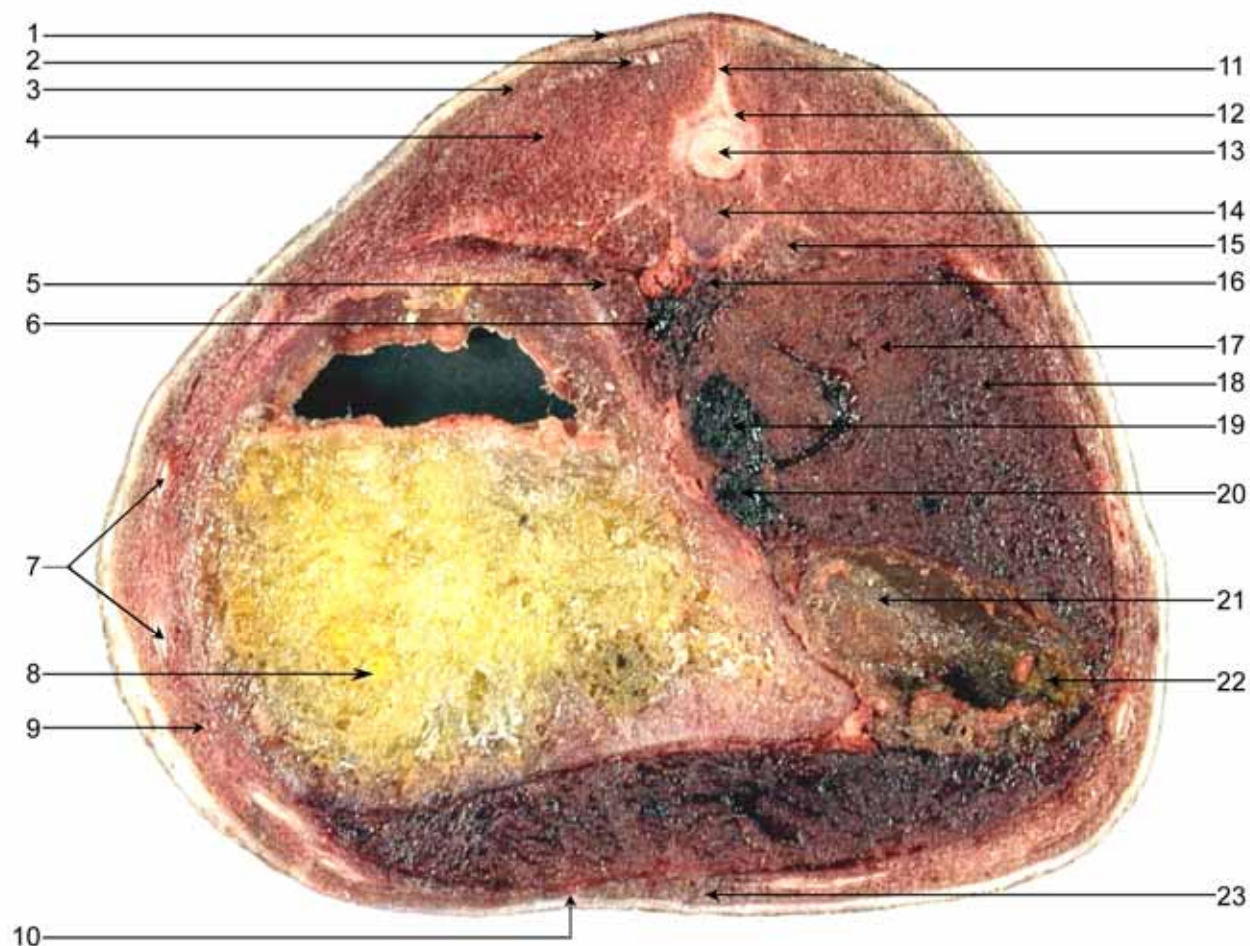
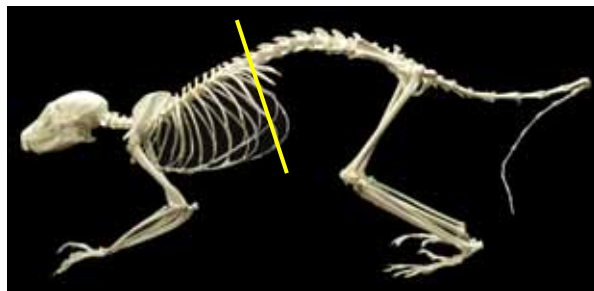
Coupe 12D

Figure 66 . Coupes tomodensitométriques n°12 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 12^{ème} vertèbre thoracique. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 13passant par la 1^{ère} vertèbre lombaire.

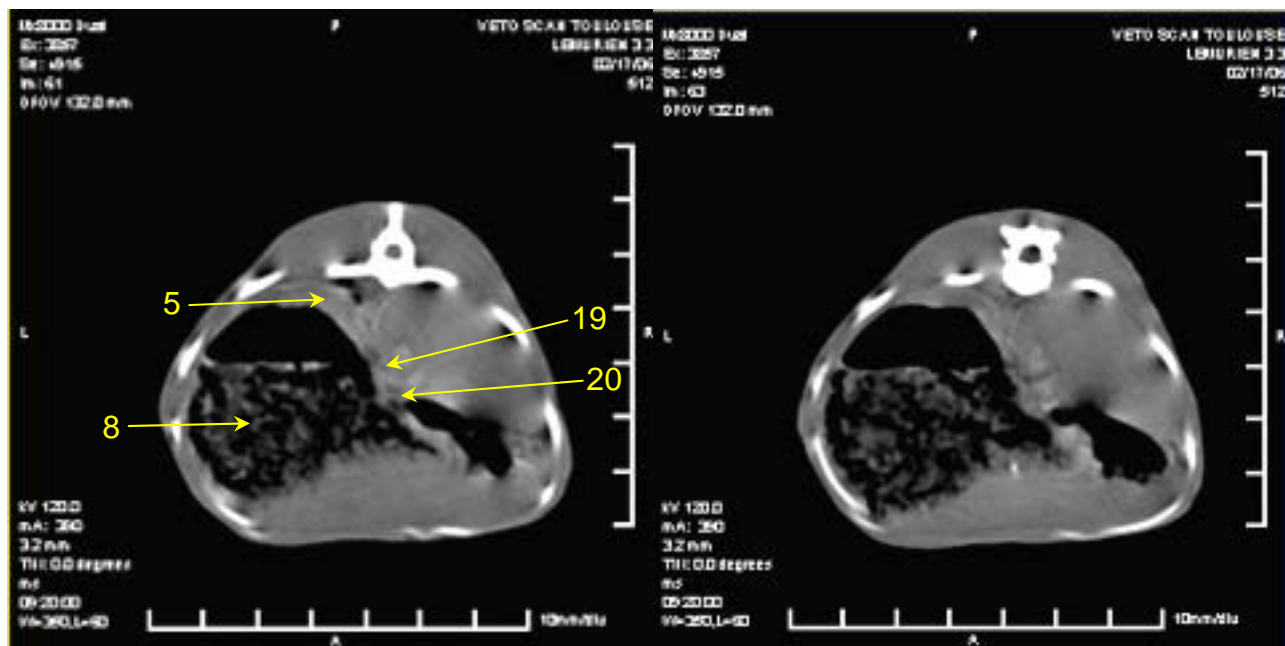
Echelle : 10/7

3,5 cm



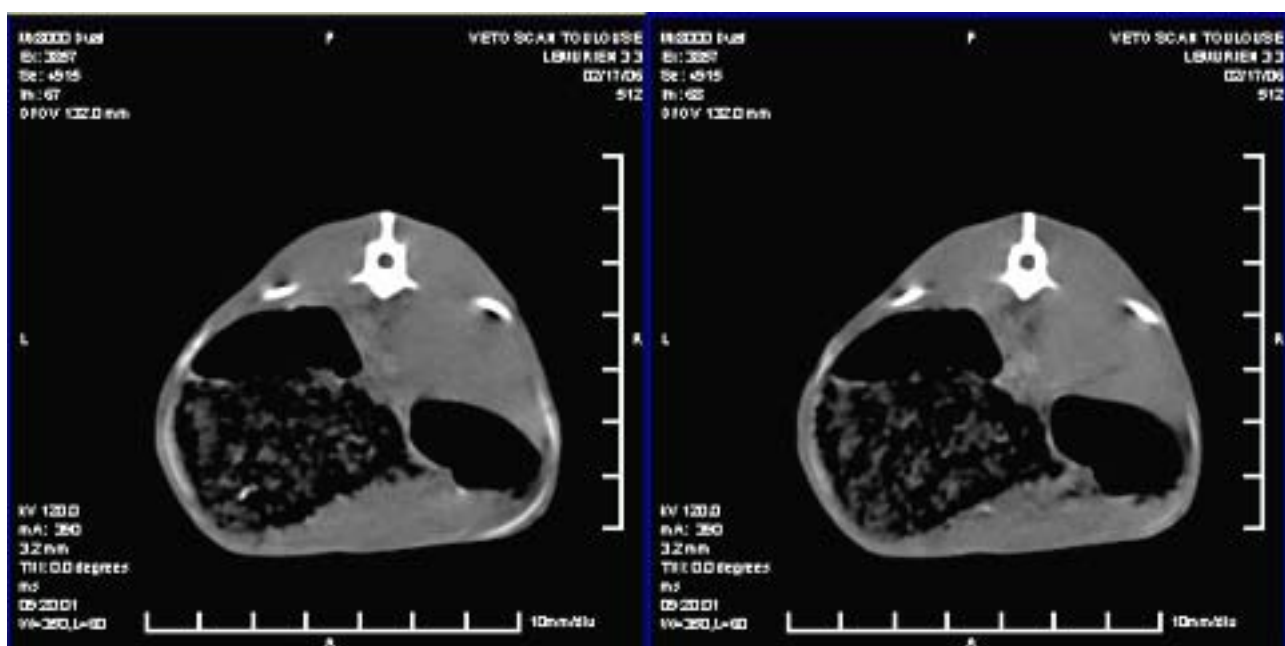
- | | | | |
|----|---------------------------------|----|---------------------------|
| 1 | Peau | 11 | Processus épineux |
| 2 | Fascia thoraco-lombaire | 12 | Arc vertébral |
| 3 | M. grand dorsal | 13 | Moelle spinale |
| 4 | M. redresseur du rachis | 14 | Corps vertébral |
| 5 | Diaphragme (pilier gauche) | 15 | Mm. grand et petit psoas |
| 6 | Aorte thoracique | 16 | Diaphragme (pilier droit) |
| 7 | Côtes | 17 | Foie (lobe médial droit) |
| 8 | Estomac (corps) | 18 | Foie (lobe latéral droit) |
| 9 | M. oblique externe de l'abdomen | 19 | Veine cave caudale |
| 10 | Ligne blanche | 20 | Veine porte |
| | | 21 | Duodénum descendant |
| | | 22 | Vésicule biliaire |
| | | 23 | M. droit de l'abdomen |

Figure 67 . Coupe transversale n°13 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant par la 1^{ère} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



Coupe 13A

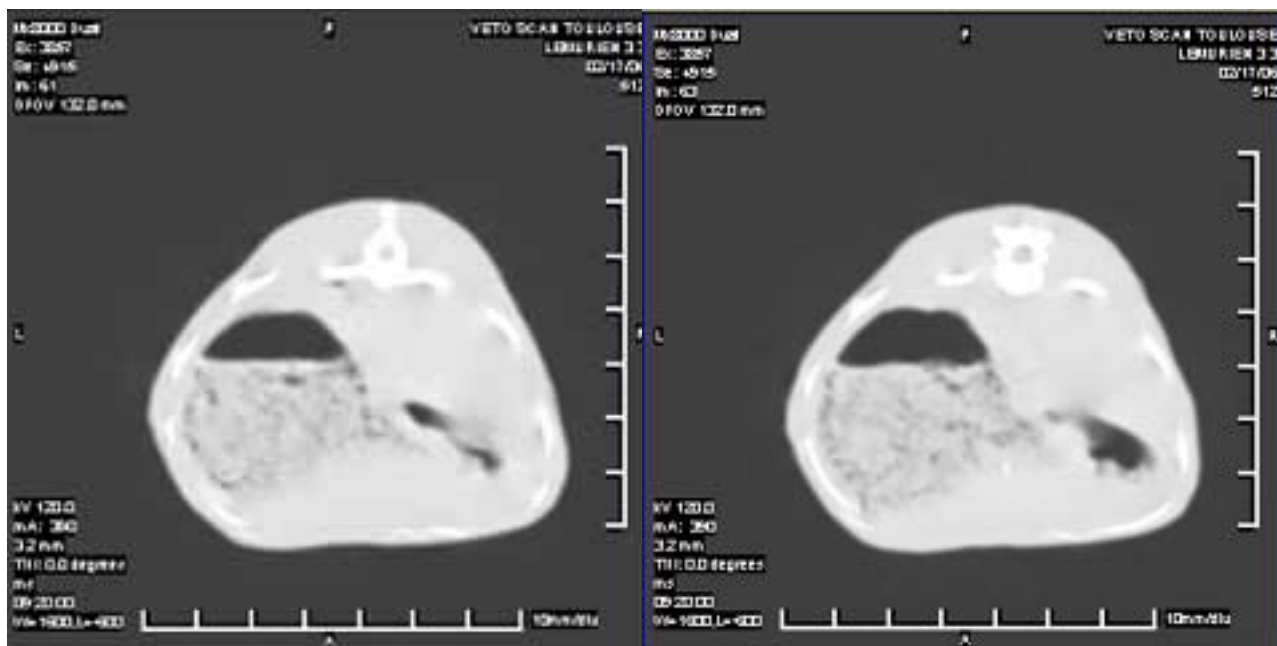
Coupe 13B



Coupe 13C

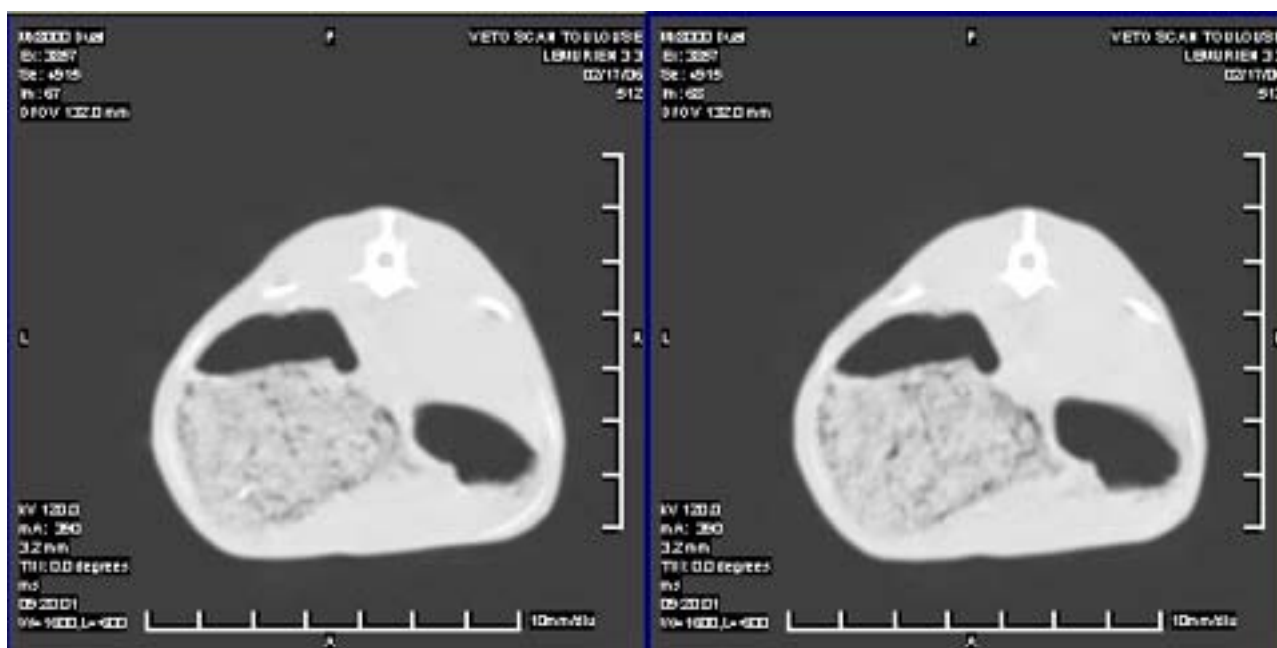
Coupe 13D

Figure 68 . Coupes tomodensitométriques n°13 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 1^{ère} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 13A

Coupe 13B



Coupe 13C

Coupe 13D

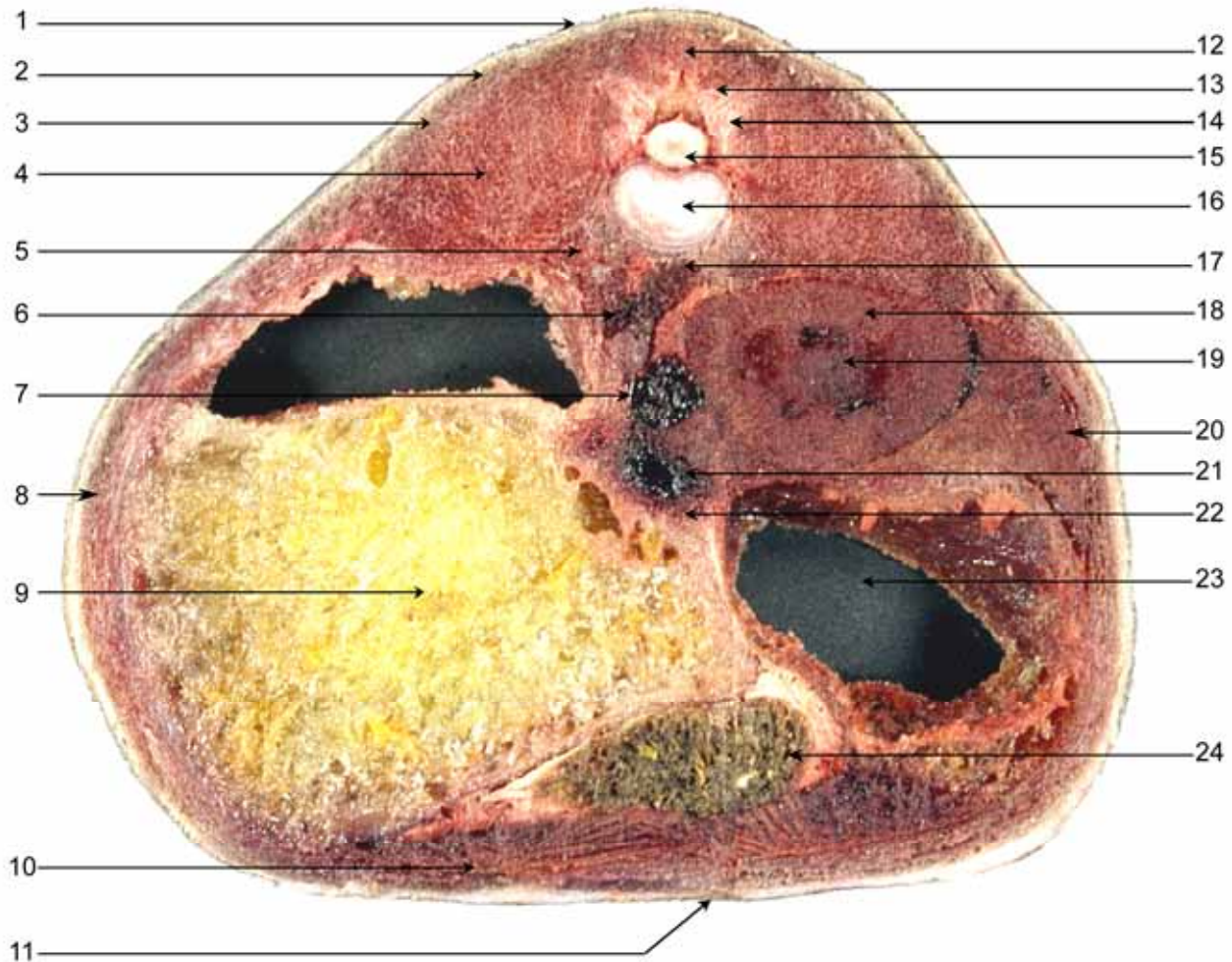
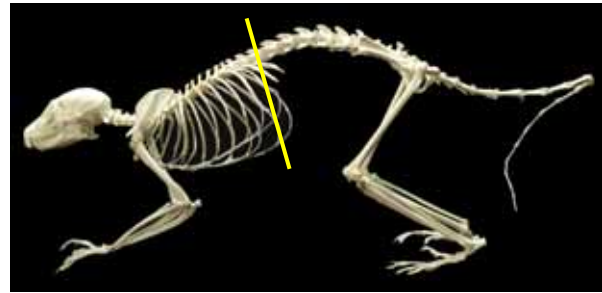
Figure 69 . Coupes tomodensitométriques n°13 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 1^{ère} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 14

passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre lombaire.

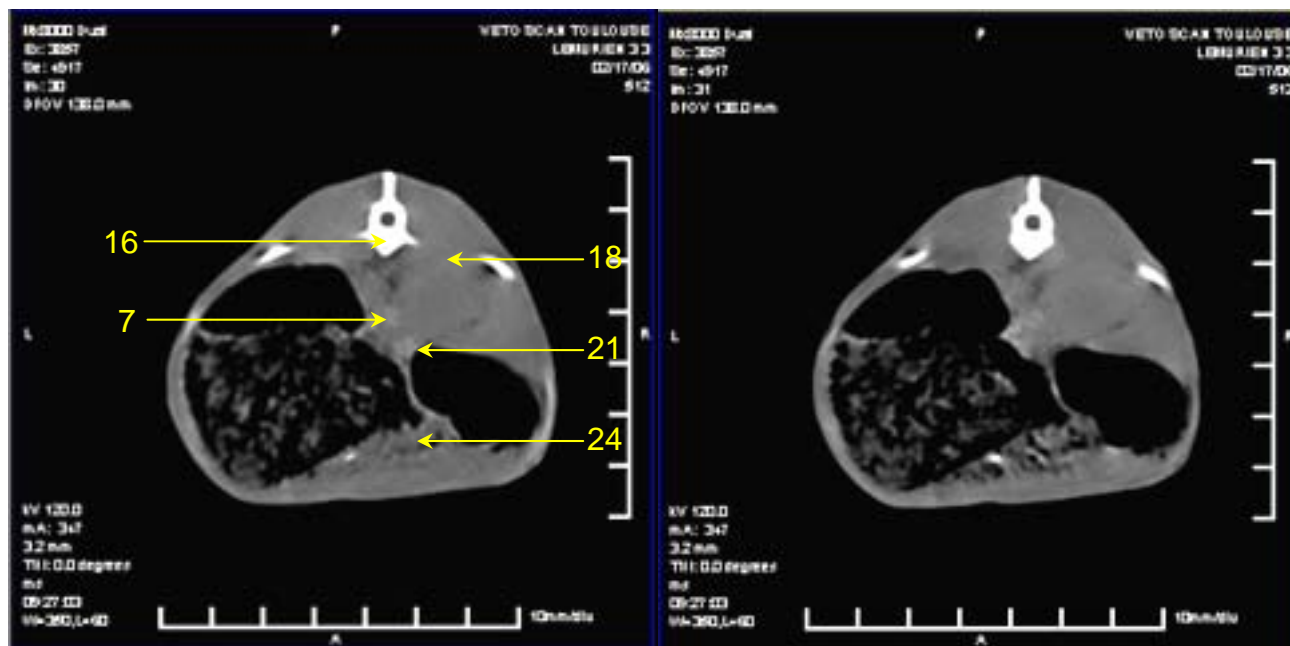
Echelle : 10/7

3,5 cm



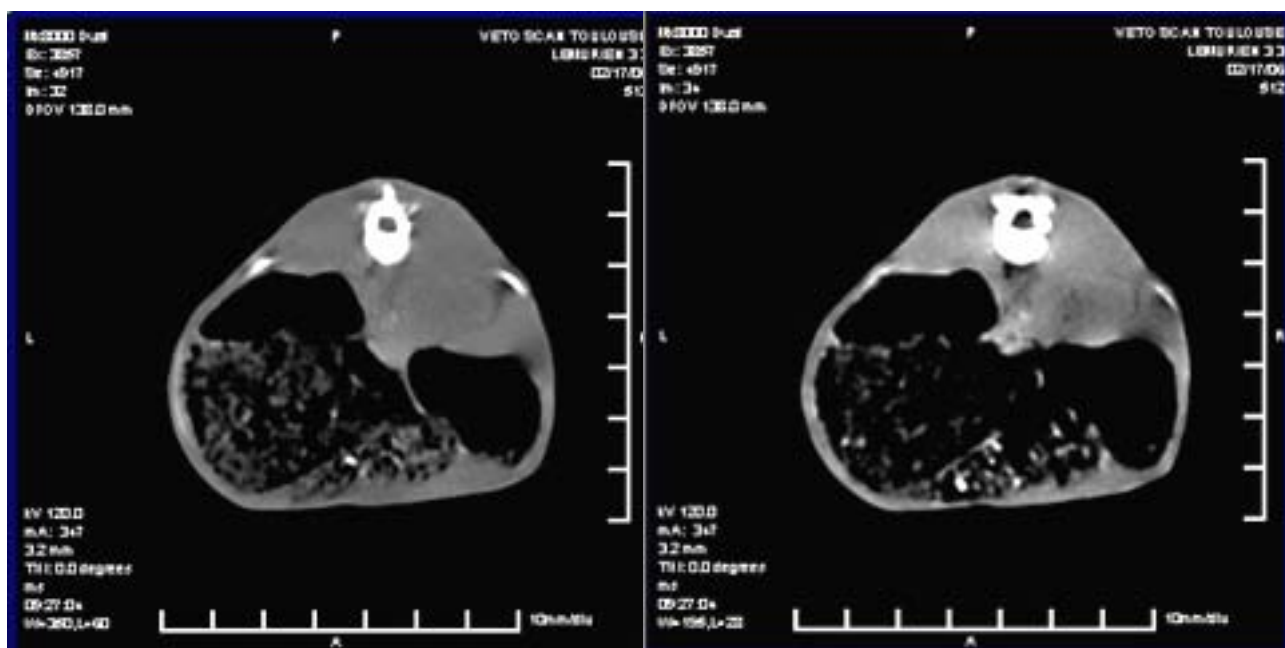
1	Peau	12	Processus épineux de L1
2	Fascia thoraco-lombaire	13	Processus articulaire de L1
3	M. grand dorsal	14	Processus articulaire de L2
4	M. redresseur du rachis	15	Moelle spinale
5	Mm. carré des lombes et psoas	16	Disque intervertébral
6	Aorte abdominale	17	Corps vertébral
7	V. cave caudale	18	Rein droit (cortex)
8	M. oblique externe de l'abdomen	19	Rein droit (medulla)
9	Estomac (corps)	20	Foie (lobe caudé - processus caudé)
10	M. droit de l'abdomen	21	V. porte
11	Ligne blanche	22	Pancréas
		23	Duodénum descendant
		24	Colon transverse

Figure 70 . Coupe transversale n°14 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



Coupe 14A

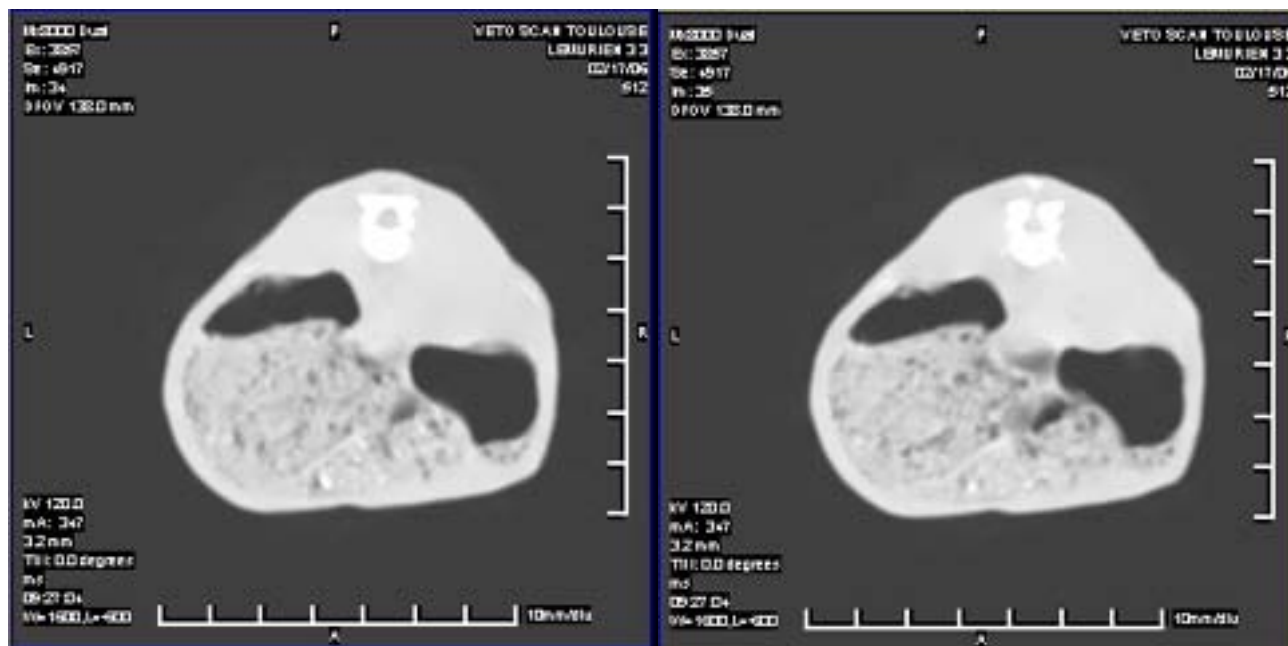
Coupe 14B



Coupe 14C

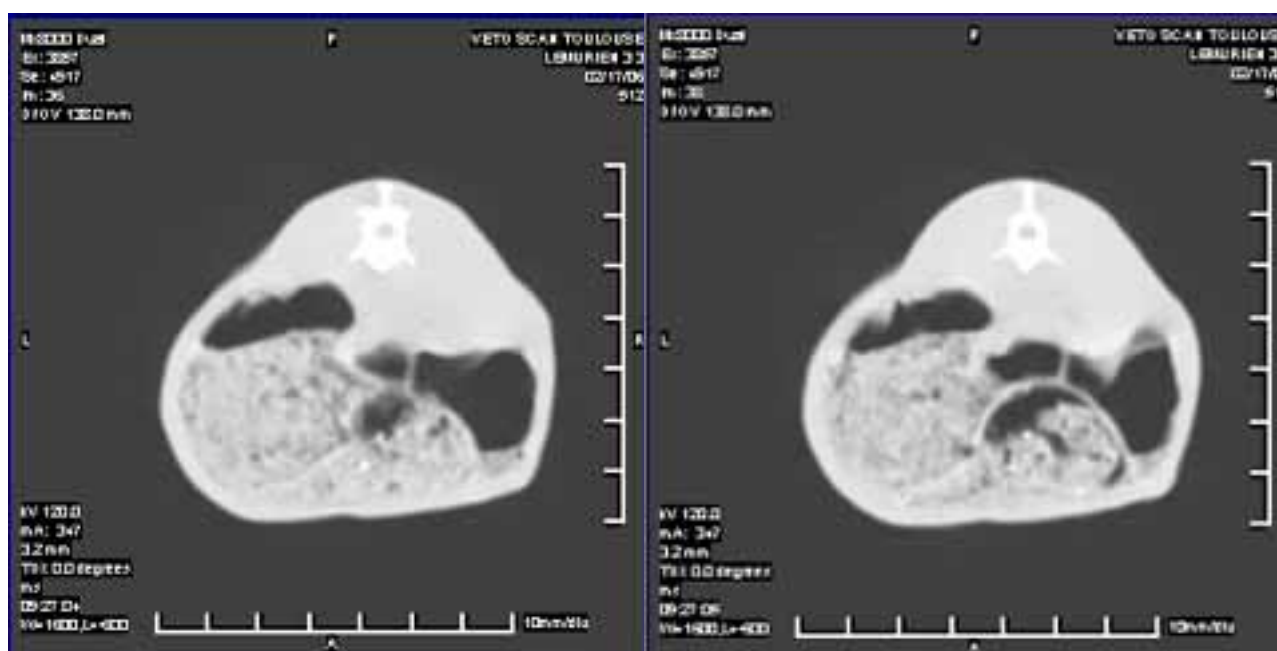
Coupe 14D

Figure 71 . Coupes tomodensitométriques n°14 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 14A

Coupe 14B



Coupe 14C

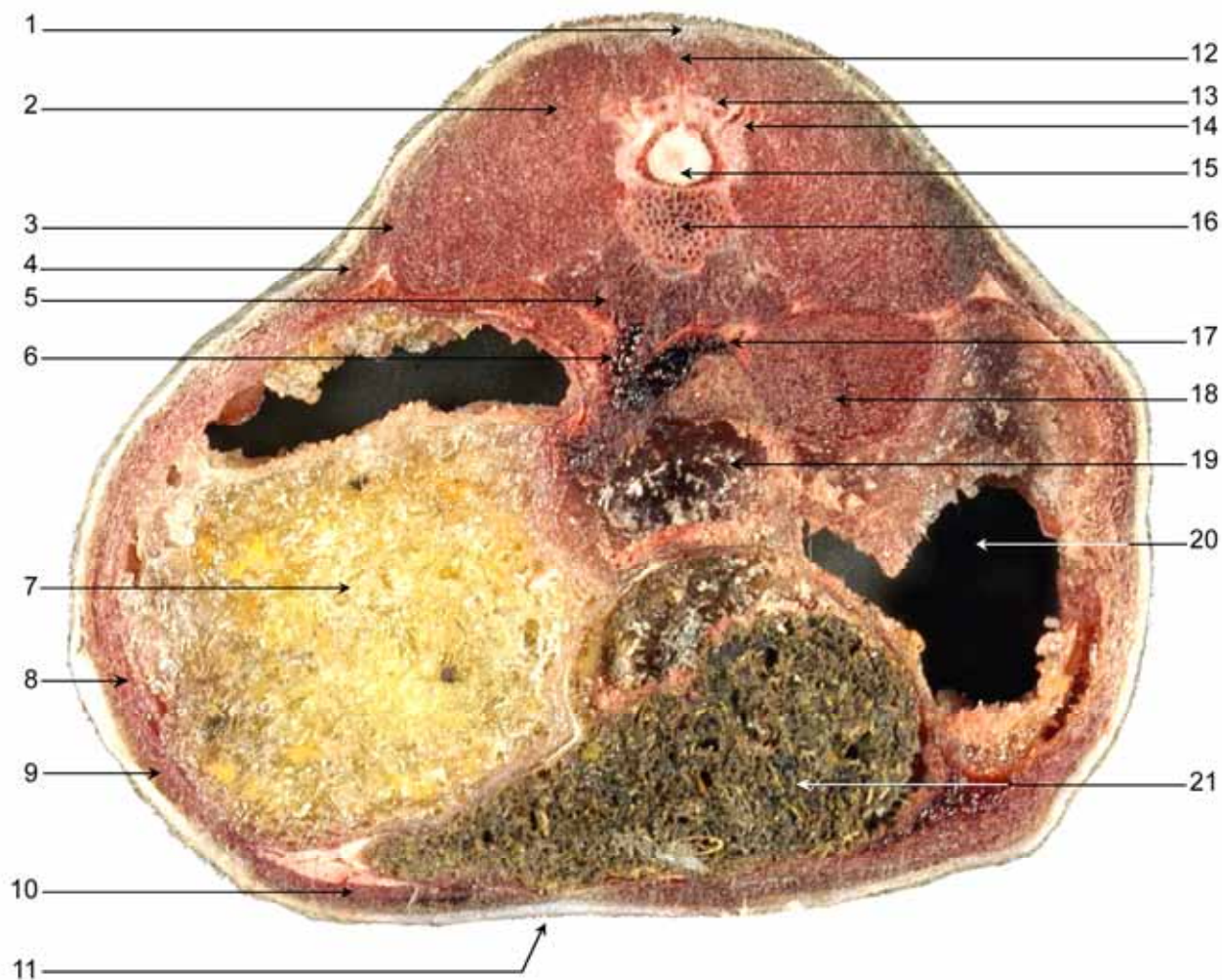
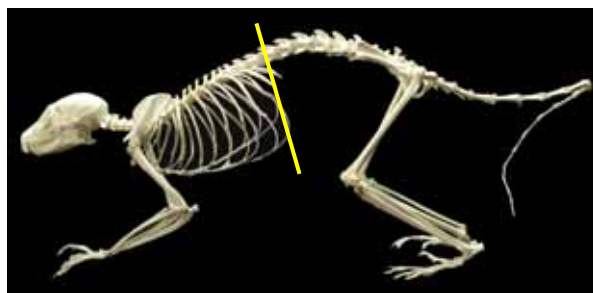
Coupe 14D

Figure 72 . Coupes tomodensitométriques n°14 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 15passant par la 2^{ème} vertèbre lombaire.

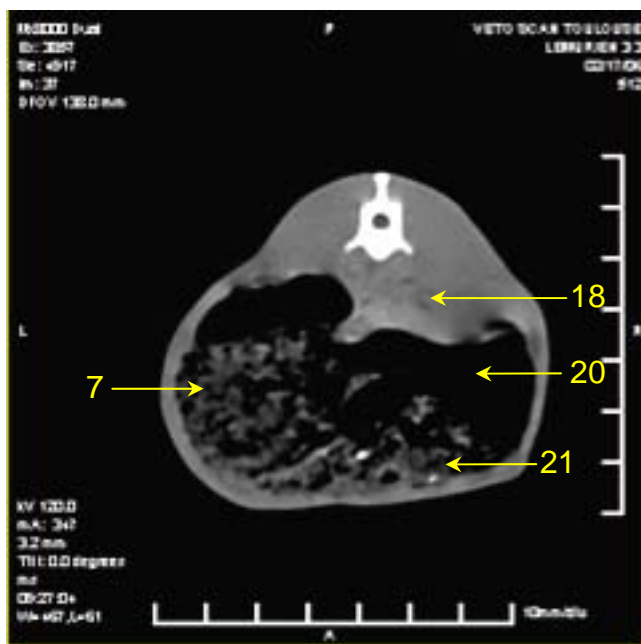
Echelle : 10/7

3,5 cm

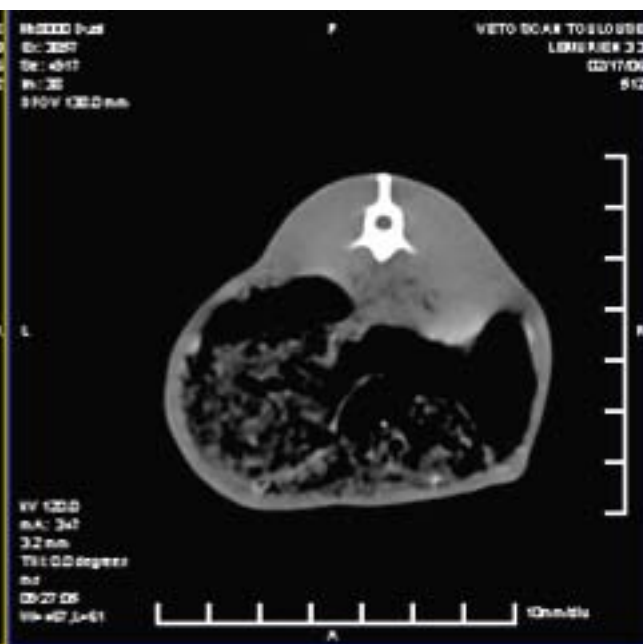


- | | | | |
|----|---------------------------------|----|-----------------------------|
| 1 | Peau | 12 | Processus épineux de L2 |
| 2 | M. redresseur du rachis | 13 | Processus articulaire de L2 |
| 3 | M. transverse de l'abdomen | 14 | Processus articulaire de L3 |
| 4 | M. oblique externe de l'abdomen | 15 | Moelle spinale |
| 5 | Mm. carré des lombes et psoas | 16 | Corps vertébral |
| 6 | Aorte abdominale | 17 | V. cave caudale |
| 7 | Estomac (corps) | 18 | Rein droit |
| 8 | M. oblique interne de l'abdomen | 19 | Jéjunum |
| 9 | M. oblique externe de l'abdomen | 20 | Duodénum descendant |
| 10 | M. droit de l'abdomen | 21 | Colon transverse |
| 11 | Ligne blanche | | |

Figure 73 . Coupe transversale n°15 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant la 2^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



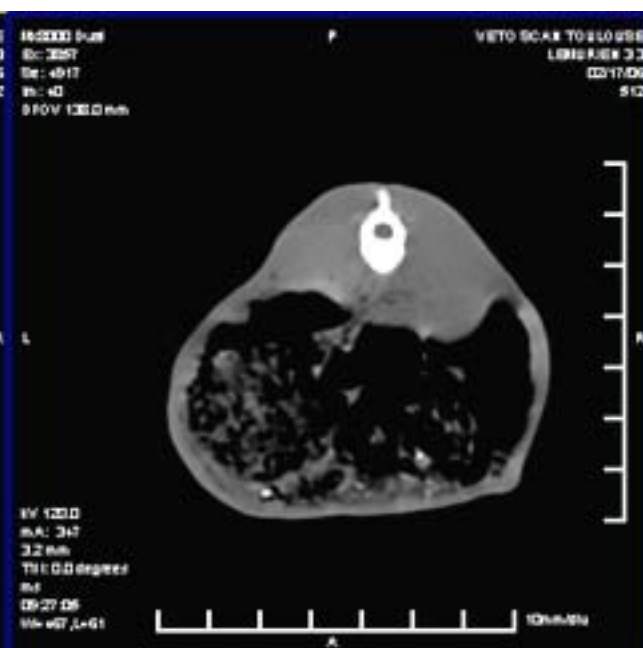
Coupe 15A



Coupe 15B



Coupe 15C

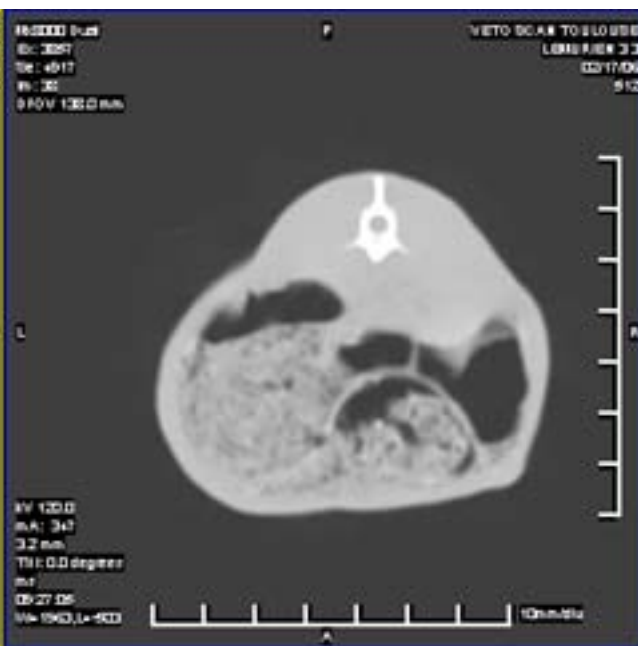


Coupe 15D

Figure 74 . Coupes tomodensitométriques n°15 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 2^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



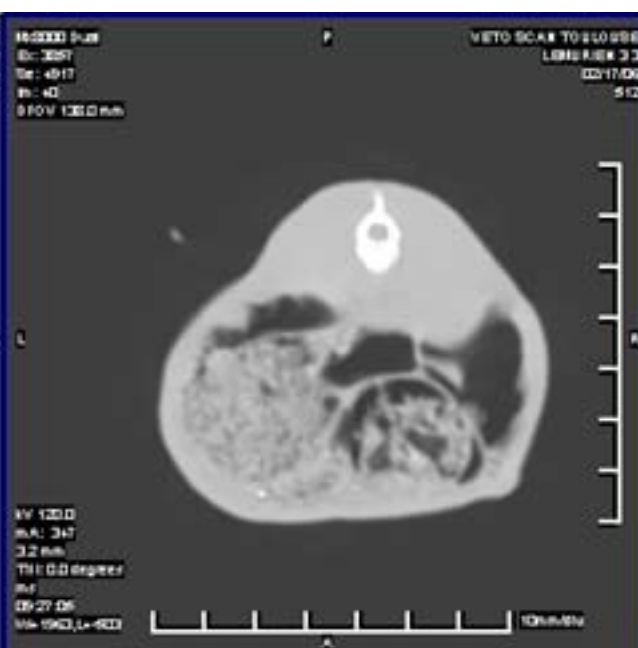
Coupe 15A



Coupe 15B



Coupe 15C



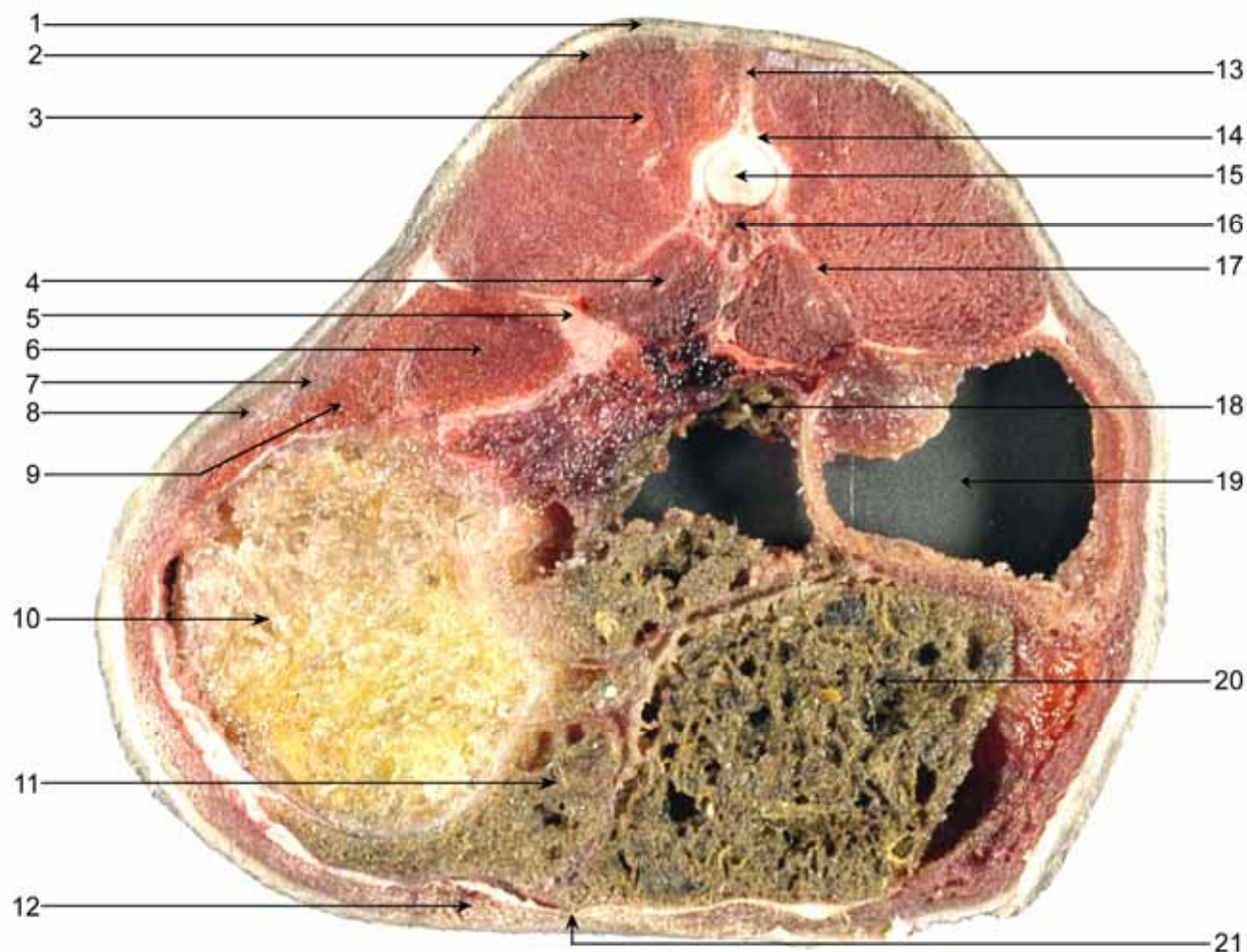
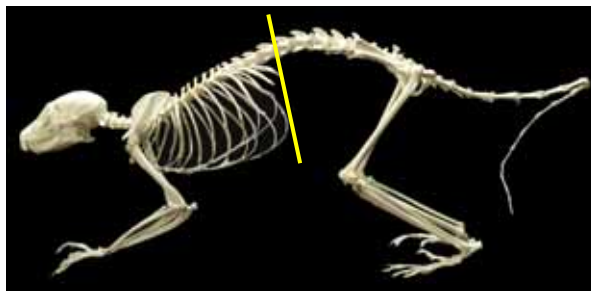
Coupe 15D

Figure 75 . Coupes tomodensitométriques n°15 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 2^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 16passant par la 3^{ème} vertèbre lombaire.

Echelle : 10/7

3,5 cm



- | | | | |
|----|---------------------------------|----|----------------------|
| 1 | Peau | 13 | Processus épineux |
| 2 | Fascia thoraco-lombaire | 14 | Arc vertébral |
| 3 | M. redresseur du rachis | 15 | Moelle spinale |
| 4 | Mm. carré des lombes et psoas | 16 | Corps vertébral |
| 5 | Capsule adipeuse du rein gauche | 17 | Processus transverse |
| 6 | Rein gauche | 18 | Jéjunum |
| 7 | M. transverse de l'abdomen | 19 | Duodénum descendant |
| 8 | M. oblique externe de l'abdomen | 20 | Caecum |
| 9 | Rate | 21 | Ligne blanche |
| 10 | Estomac | | |
| 11 | Colon transverse | | |
| 12 | M. droit de l'abdomen | | |

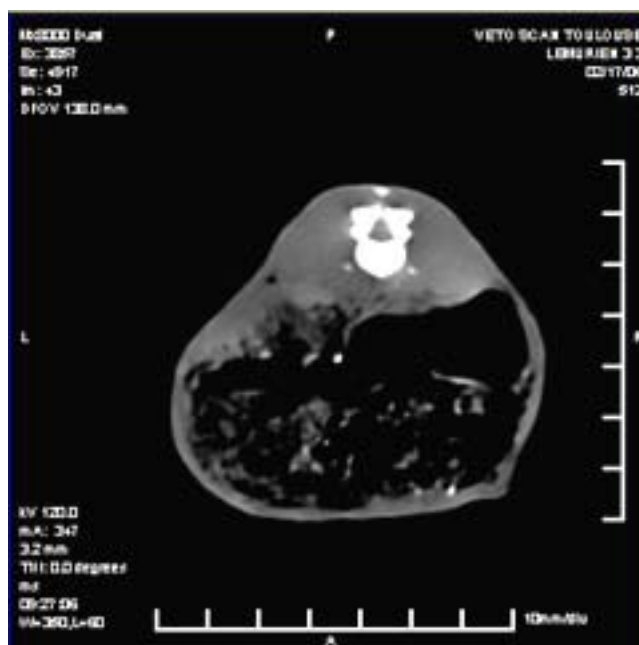
Figure 76 . Coupe transversale n°16 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant la 3^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



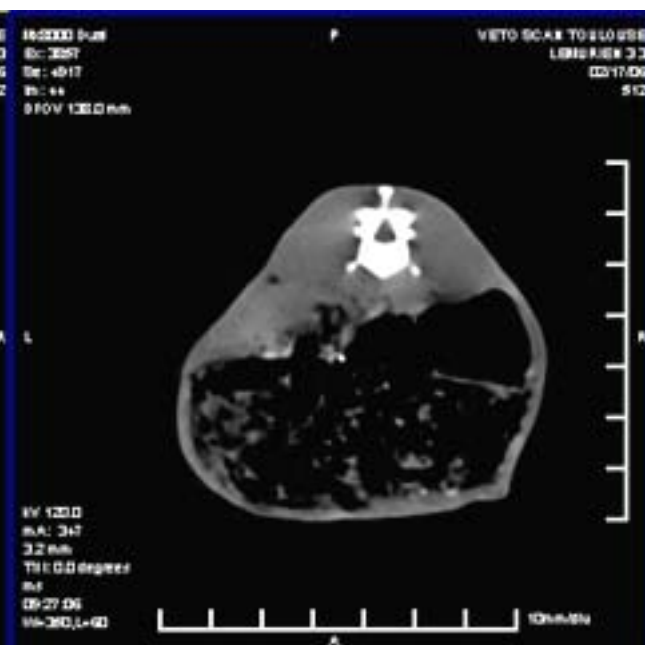
Coupe 16A



Coupe 16B



Coupe 16C



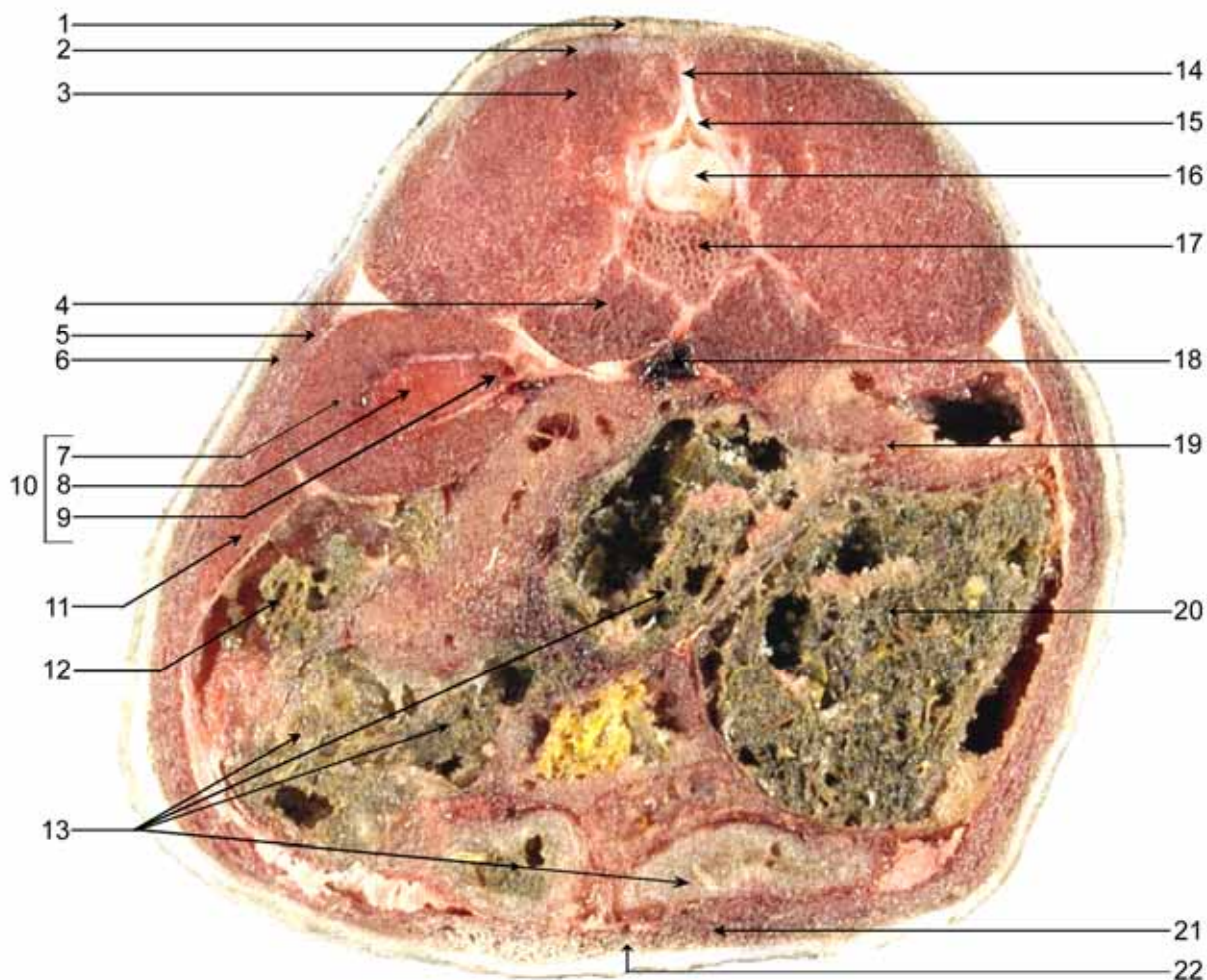
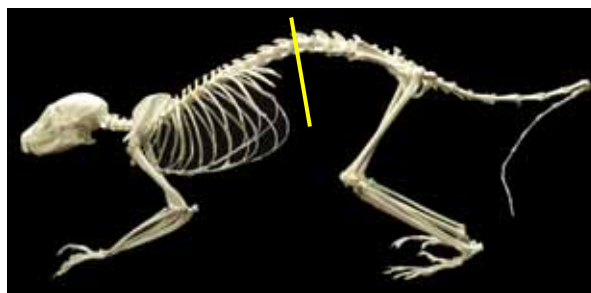
Coupe 16D

Figure 77 . Coupes tomodensitométriques n°16 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 3^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.

Coupe n° 17passant par la 4^{ème} vertèbre lombaire.

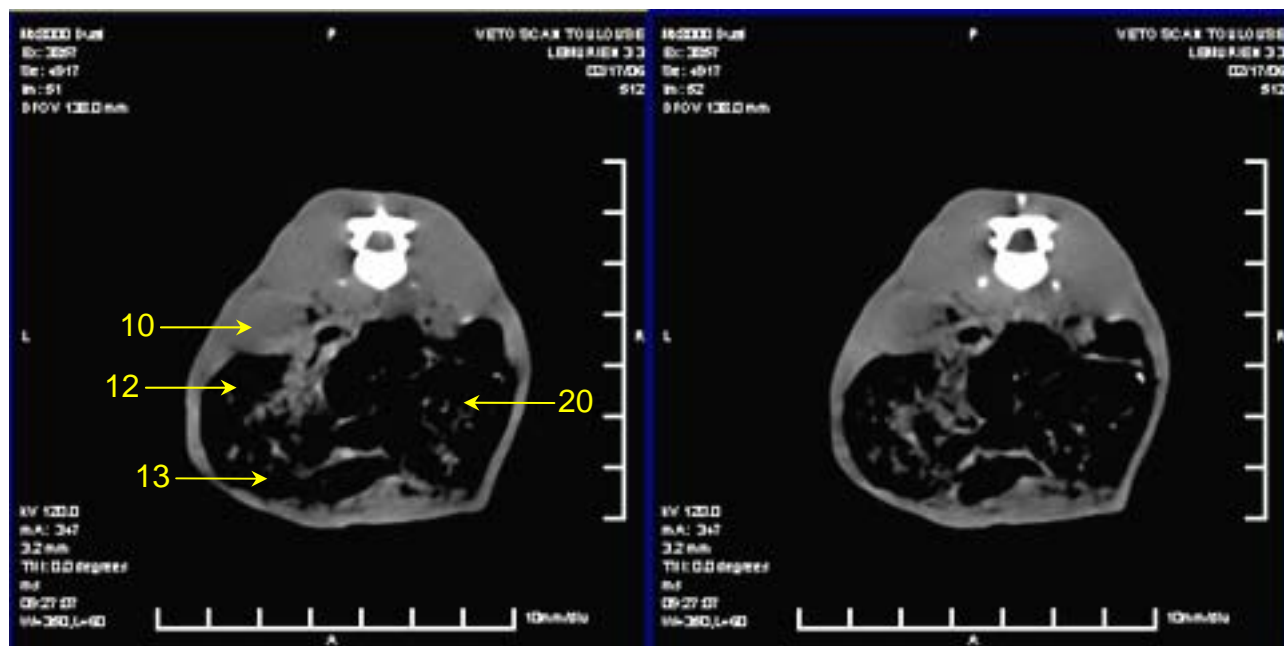
Echelle : 10/7

3,5 cm



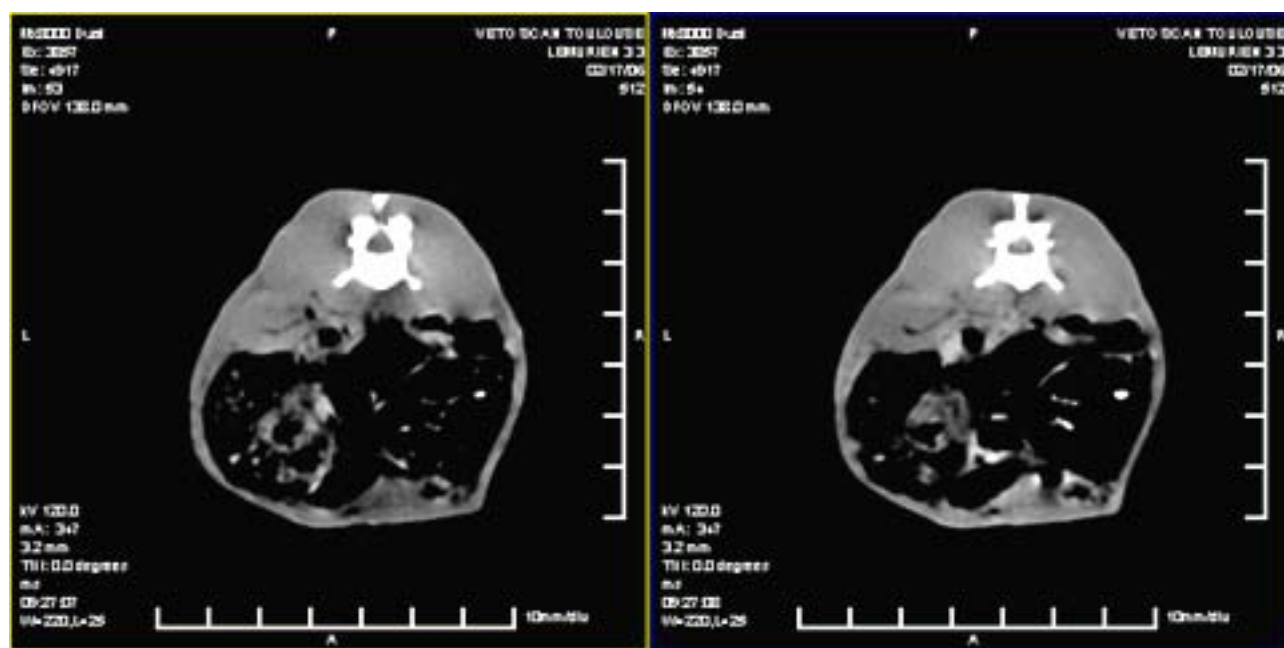
1	Peau	14	Processus épineux
2	Fascia thoraco-lombaire	15	Arc vertébral
3	M. redresseur du rachis	16	Moelle spinale
4	Mm. carré des lombes et psoas	17	Corps vertébral
5	M. transverse de l'abdomen	18	Aorte abdominale et veine cave caudale
6	M. oblique externe de l'abdomen	19	Duodénum descendant
7	Cortex rénal	20	Caecum
8	Médulla rénale	21	M. droit de l'abdomen
9	Papille rénale	22	Ligne blanche
10	Rein gauche		
11	Rate		
12	Colon transverse		
13	Jéjunum		

Figure 79 . Coupe transversale n°17 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant la 4^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



Coupe 17A

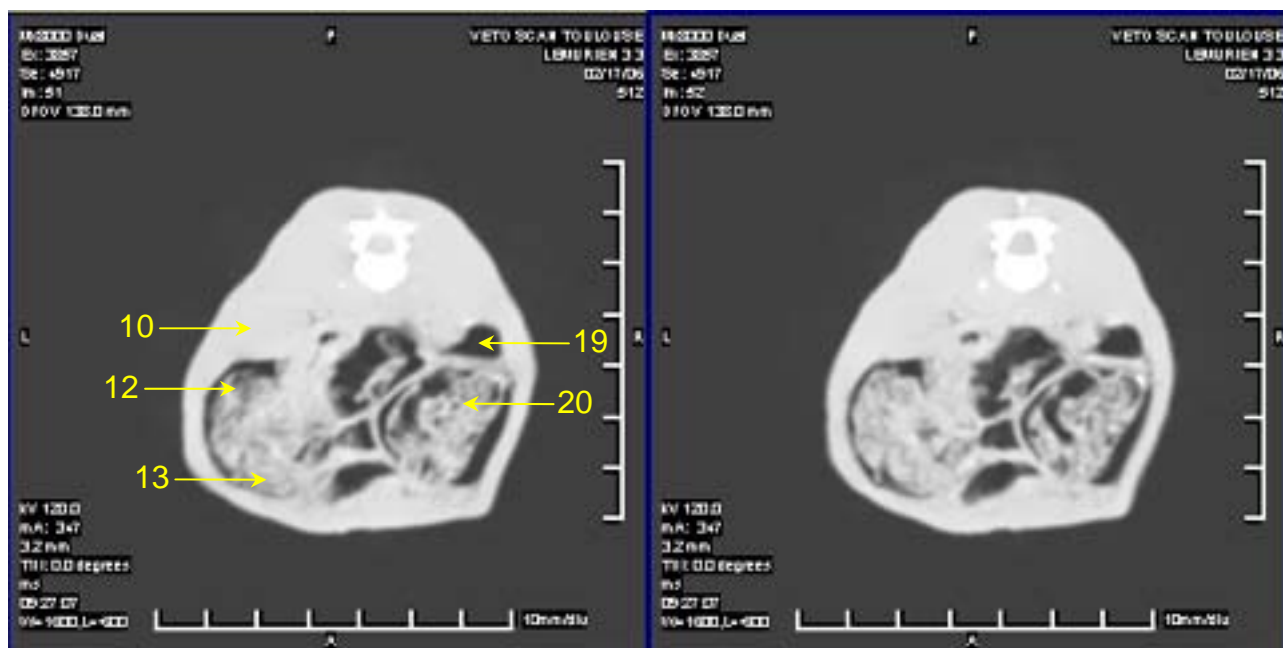
Coupe 17B



Coupe 17C

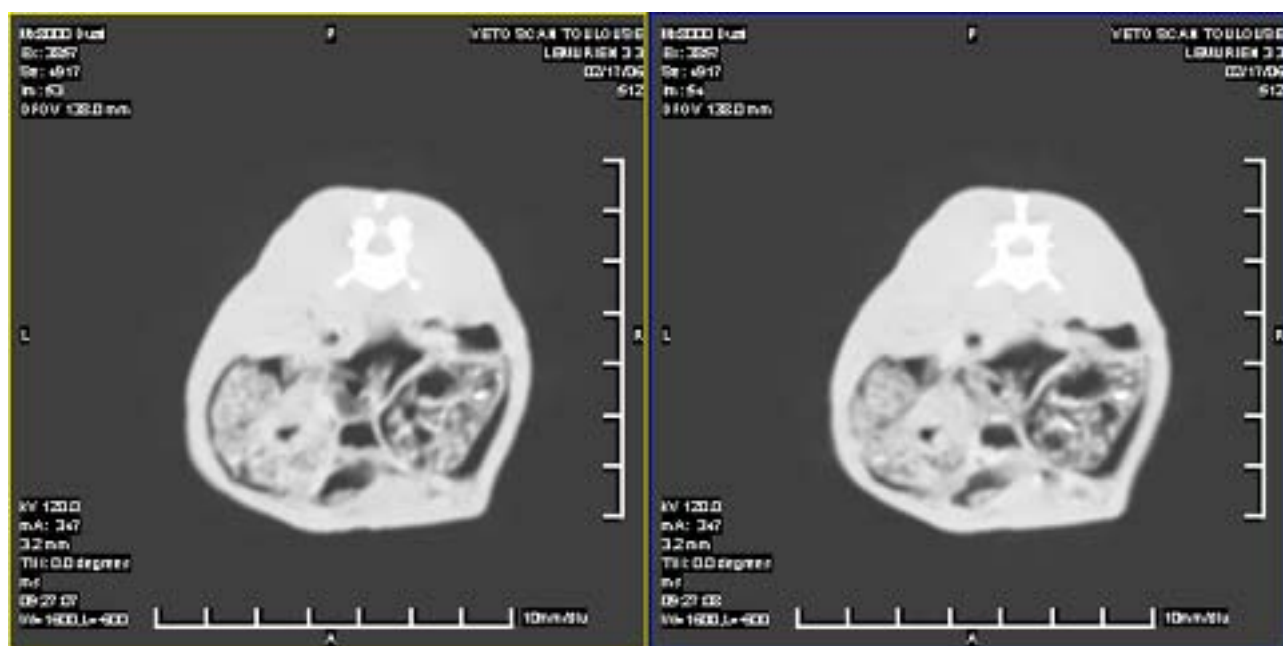
Coupe 17D

Figure 80 . Coupes tomodensitométriques n°17 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 4^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 17A

Coupe 17B



Coupe 17C

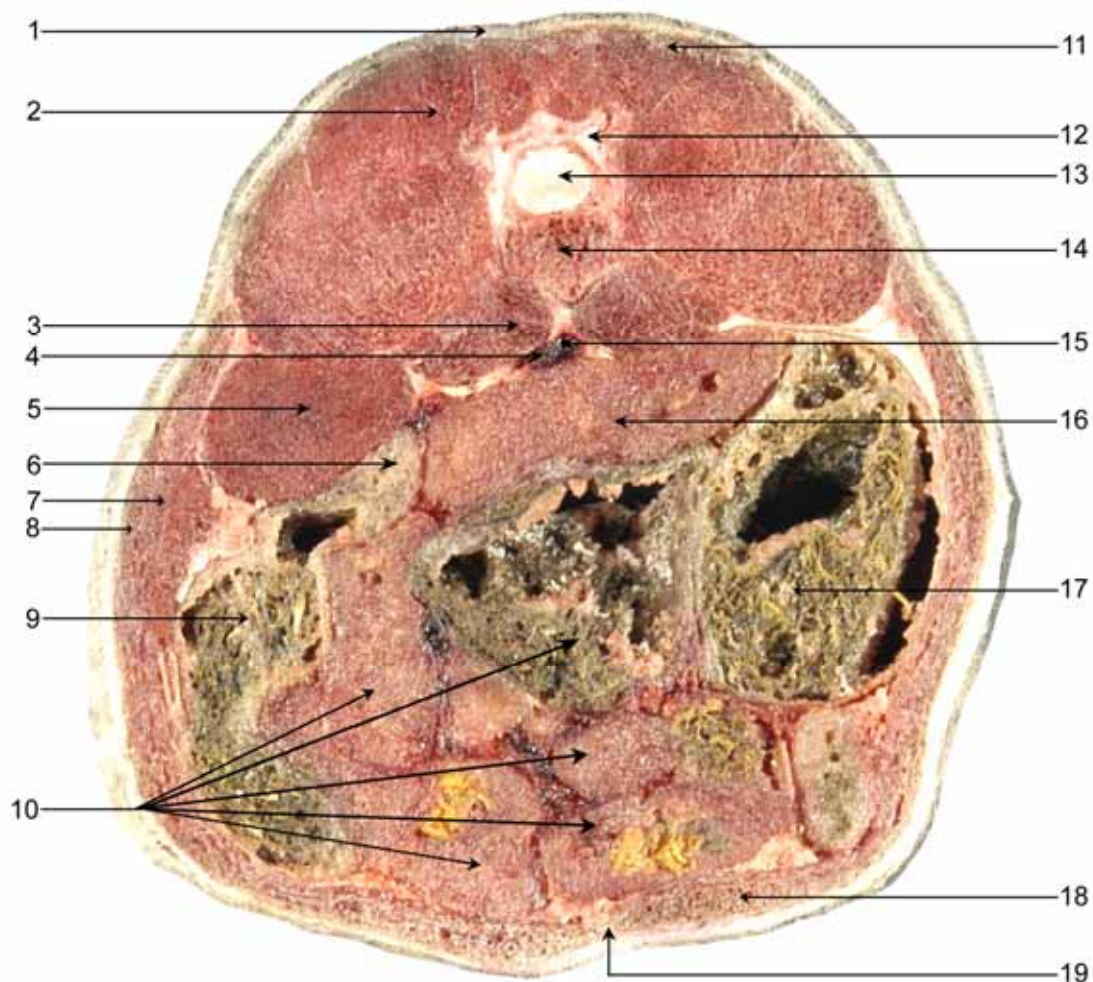
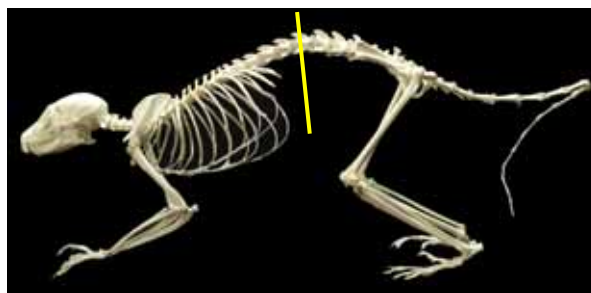
Coupe 17D

Figure 81 . Coupes tomodensitométriques n°17 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 4^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 18passant par la 4^{ème} vertèbre lombaire.

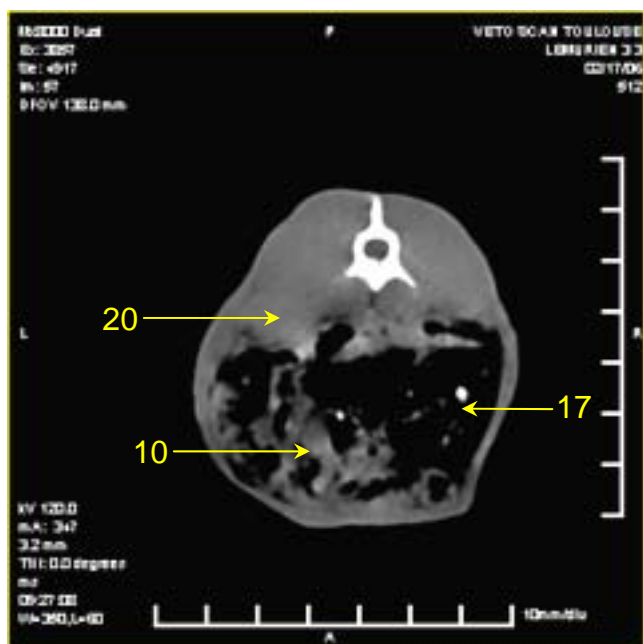
Echelle : 10/7

3,5 cm

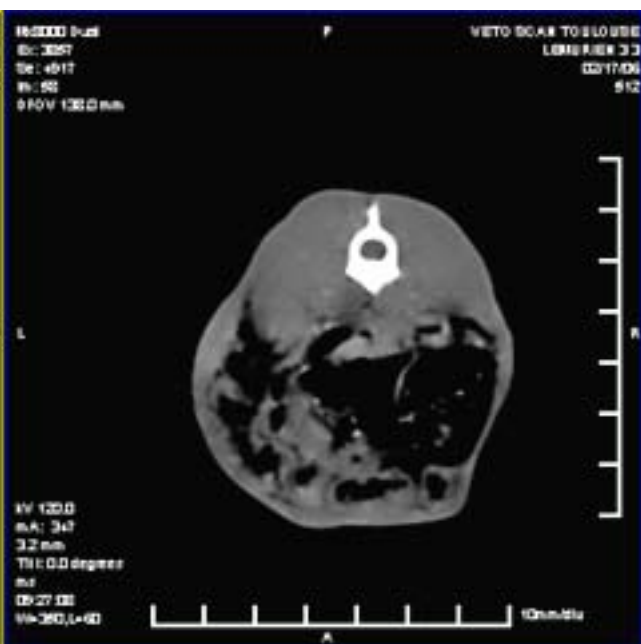


1	Peau	11	Fascia thoraco-lombaire
2	M. redresseur du rachis	12	Arc vertébral
3	Mm. carré des lombes et psoas	13	Moelle spinale
4	Aorte abdominale	14	Corps vertébral
5	Rein gauche	15	Veine cave caudale
6	Colon descendant	16	Duodénum transverse
7	M. transverse de l'abdomen	17	Caecum
8	M. oblique externe de l'abdomen	18	M. droit de l'abdomen
9	Colon transverse	19	Ligne blanche
10	Jéjunum		

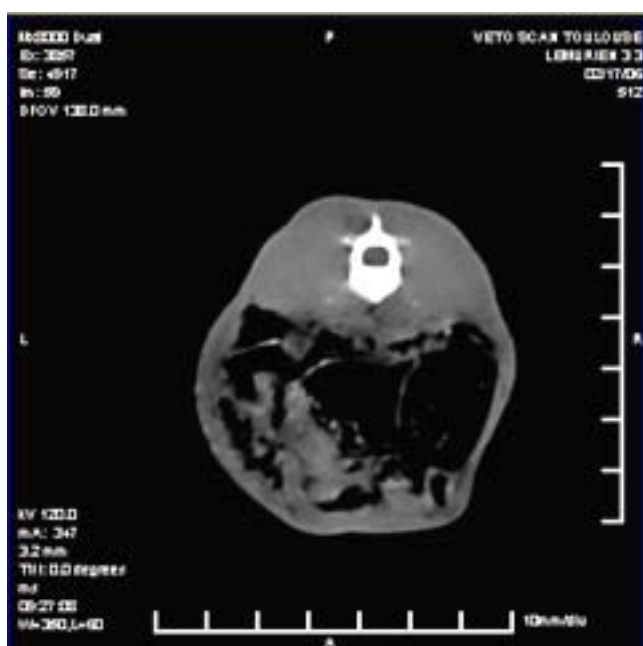
Figure 82 . Coupe transversale n°18 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant la 4^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



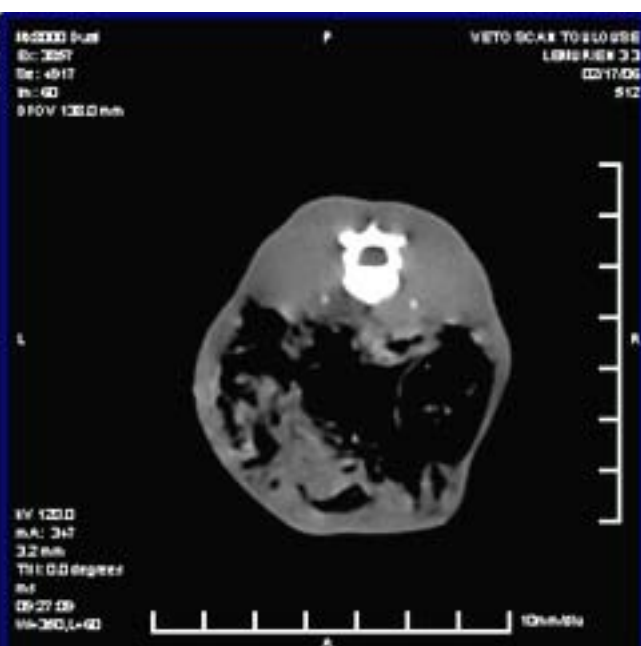
Coupe 18A



Coupe 18B

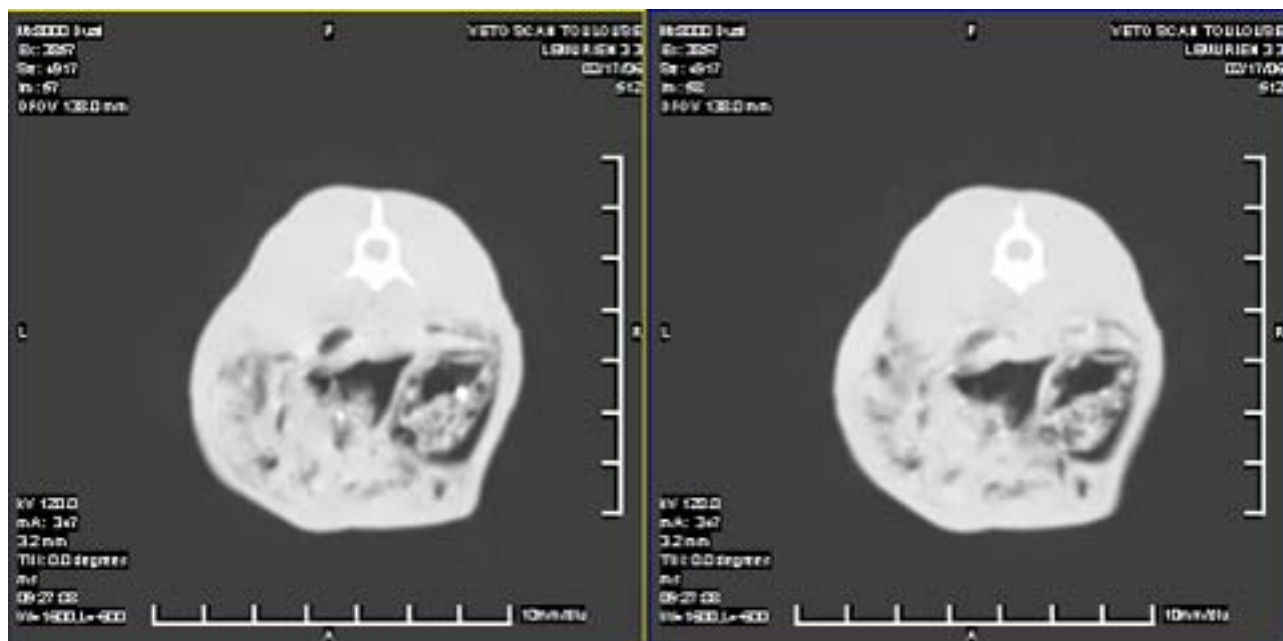


Coupe 18C



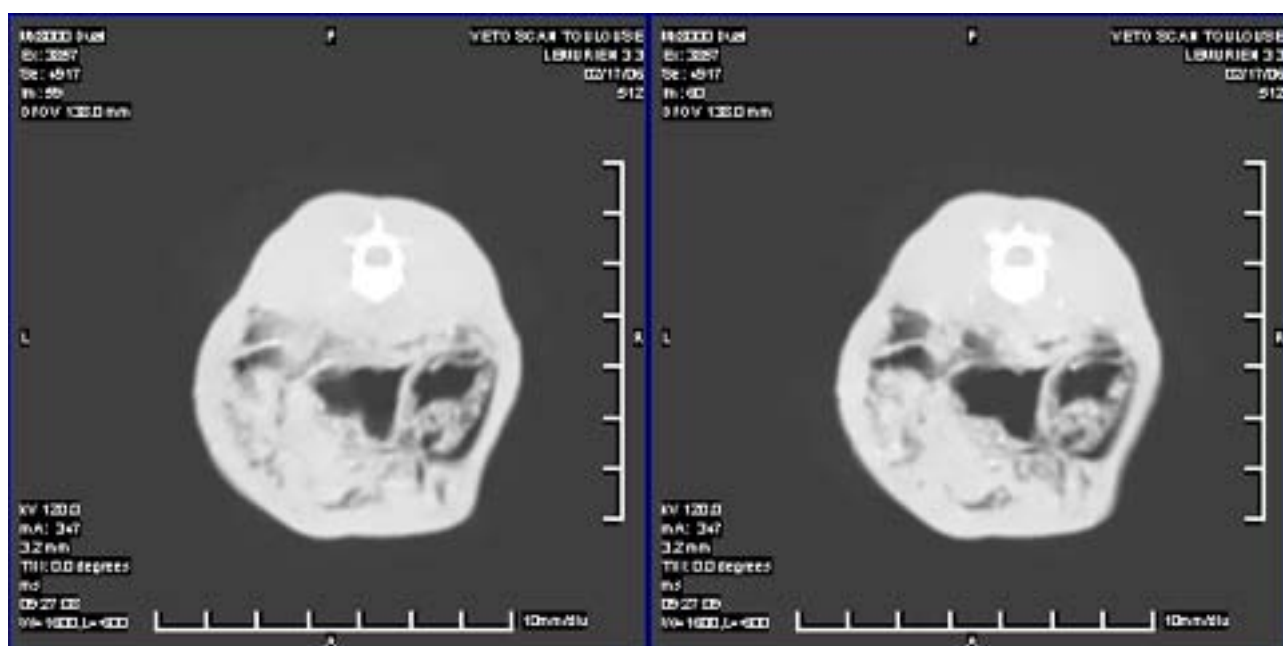
Coupe 18D

Figure 83 . Coupes tomodensitométriques n°18 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 4^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 18A

Coupe 18B



Coupe 18C

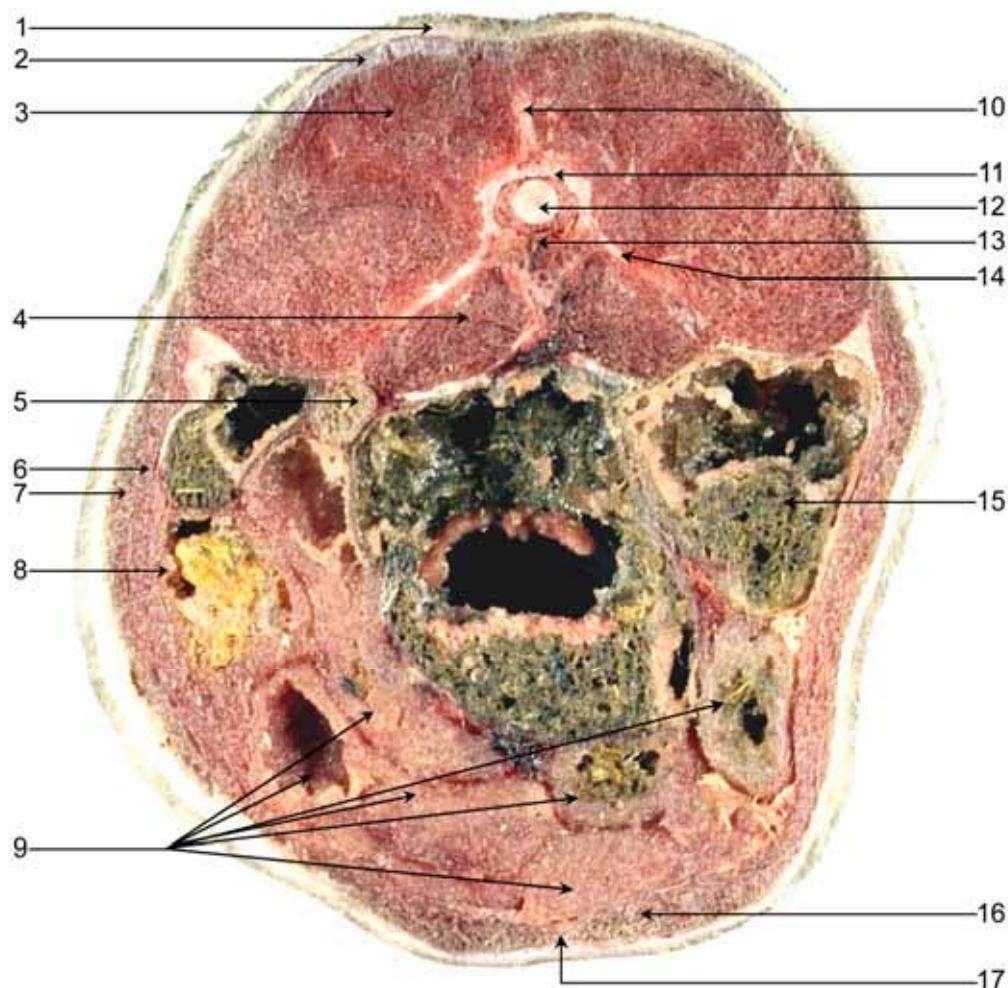
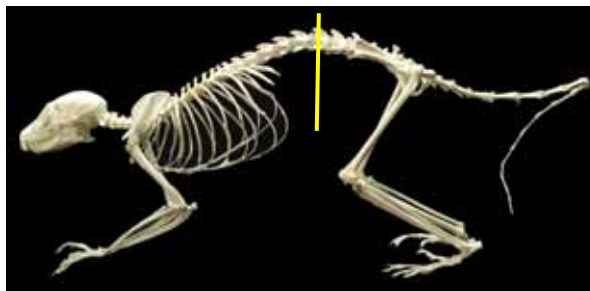
Coupe 18D

Figure 84 . Coupes tomodensitométriques n°18 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 4^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 19passant par la 5^{ème} vertèbre lombaire.

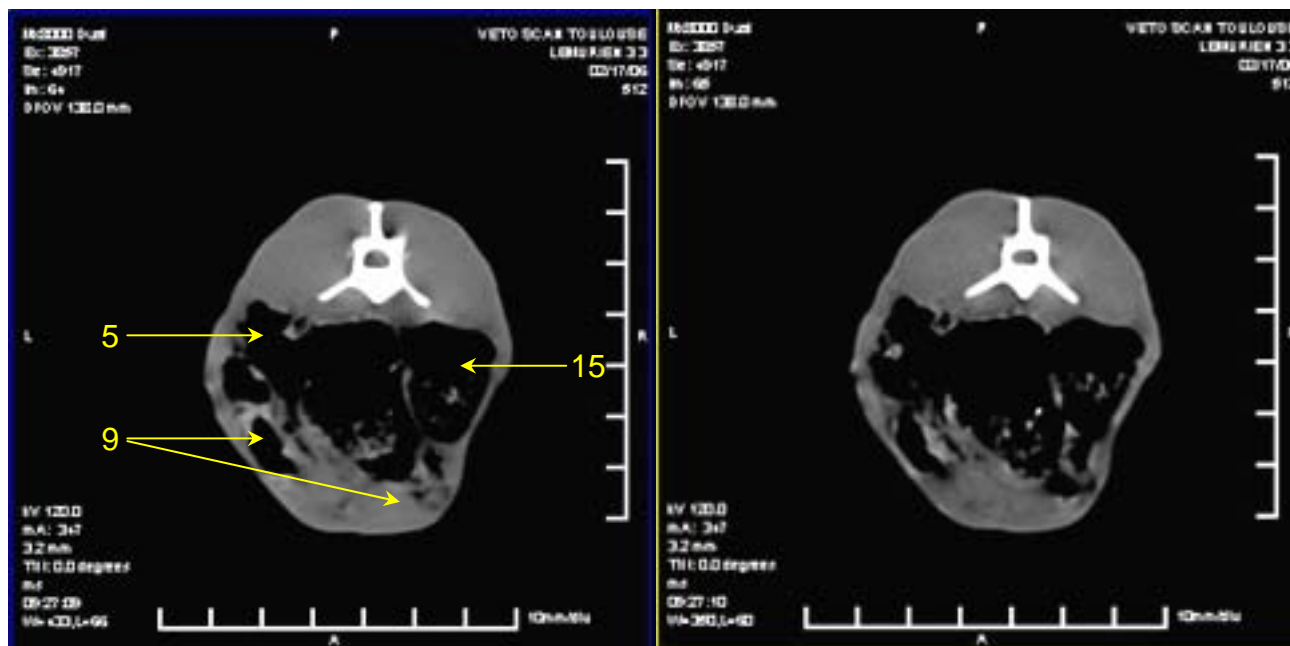
Echelle : 10/7

3,5 cm



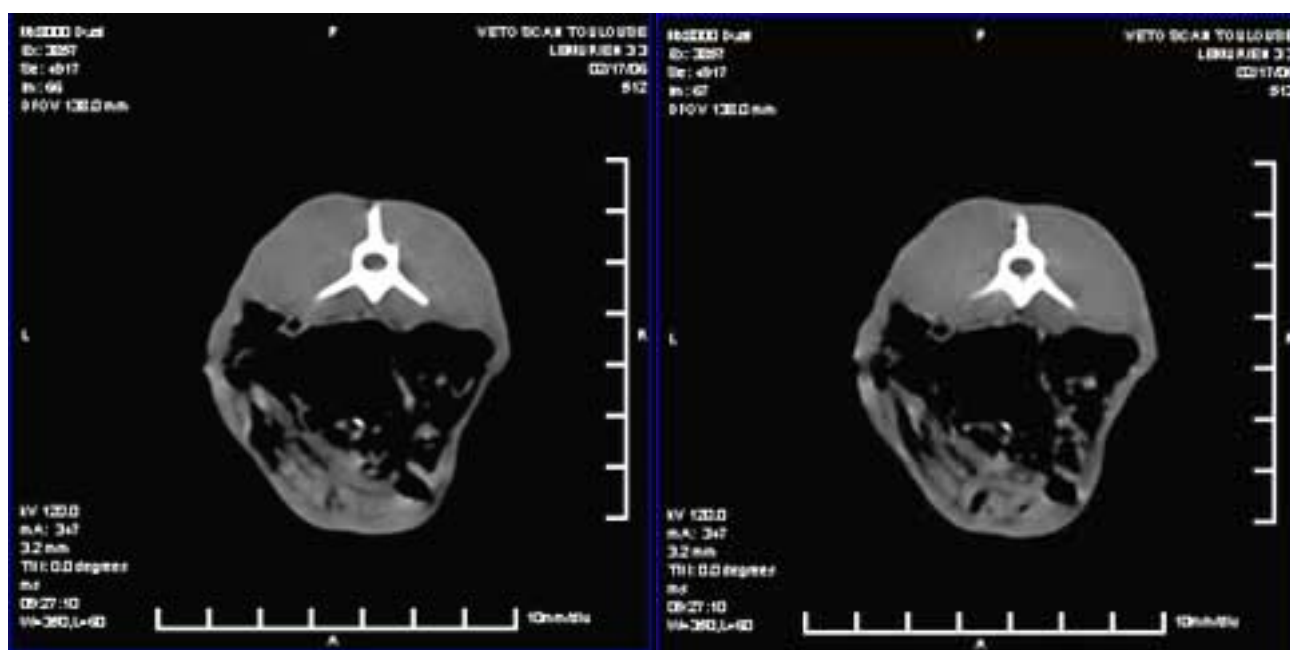
- | | | | |
|---|---------------------------------|----|-----------------------|
| 1 | Peau | 10 | Processus épineux |
| 2 | Fascia thoraco-lombaire | 11 | Arc vertébral |
| 3 | M. redresseur du rachis | 12 | Moelle spinale |
| 4 | Mm. carré des lombes et psoas | 13 | Corps vertébral |
| 5 | Colon descendant | 14 | Processus transverse |
| 6 | M. oblique interne de l'abdomen | 15 | Caecum |
| 7 | M. oblique externe de l'abdomen | 16 | M. droit de l'abdomen |
| 8 | M. transverse de l'abdomen | 17 | Ligne blanche |
| 9 | Jéjunum | | |

Figure 85 . Coupe transversale n°19 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant la 5^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



Coupe 19A

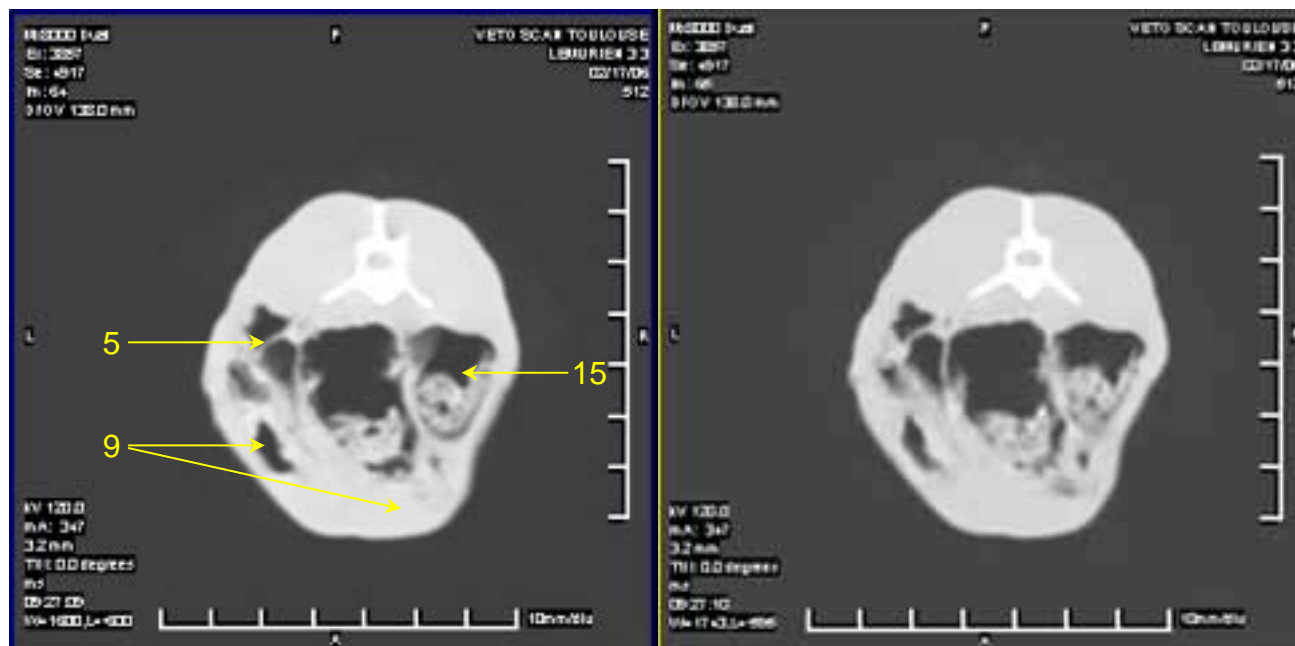
Coupe 19B



Coupe 19C

Coupe 19D

Figure 86 . Coupes tomodensitométriques n°19 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 5^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 19A

Coupe 19B



Coupe 19C

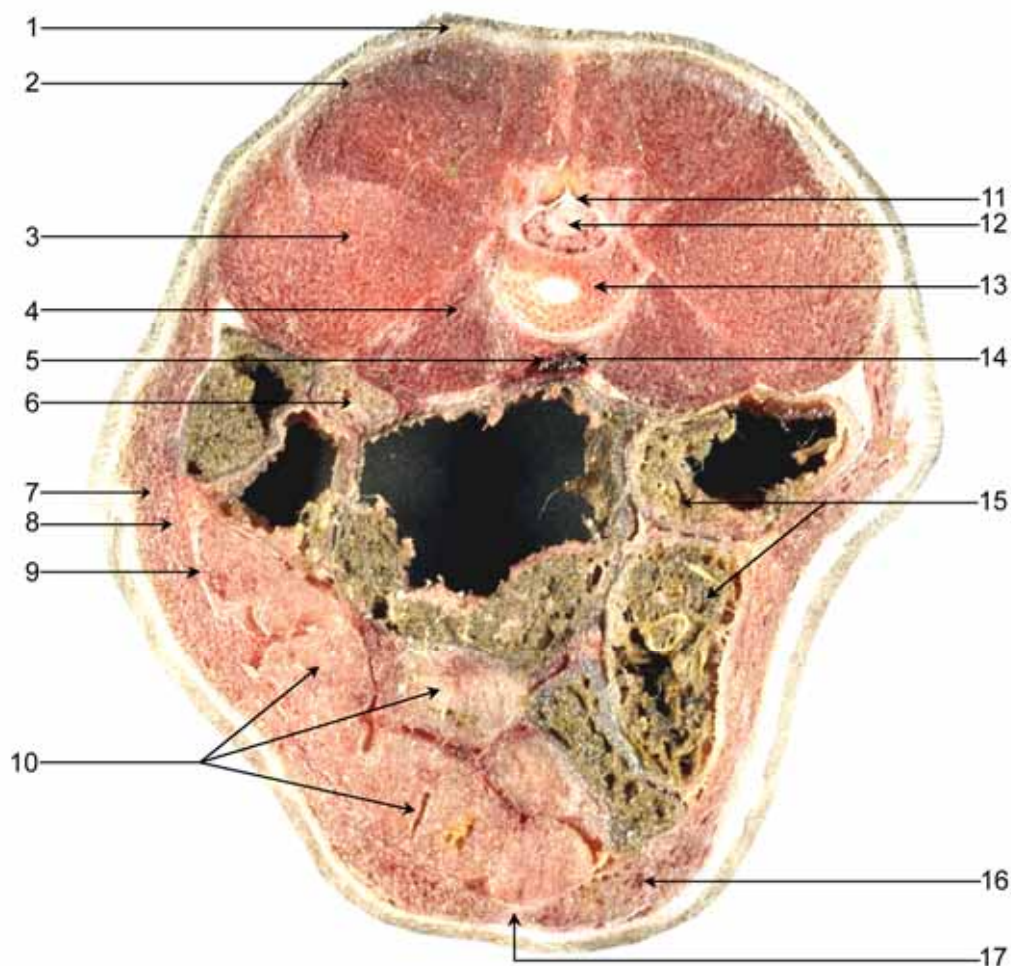
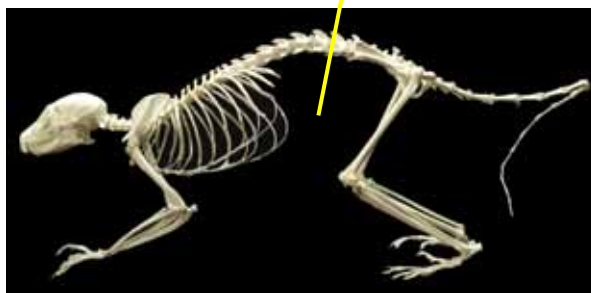
Coupe 19D

Figure 87 . Coupes tomodensitométriques n°19 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 5^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 20passant par la 6^{ème} vertèbre lombaire.

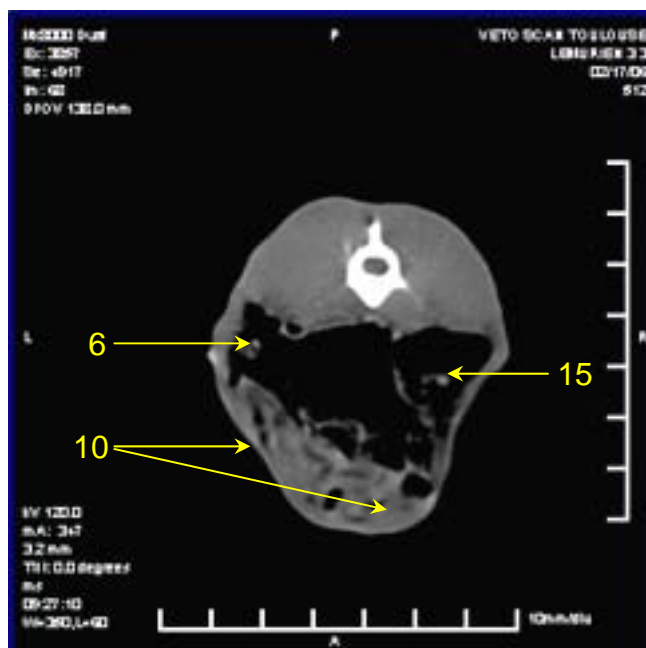
Echelle : 10/7

3,5 cm

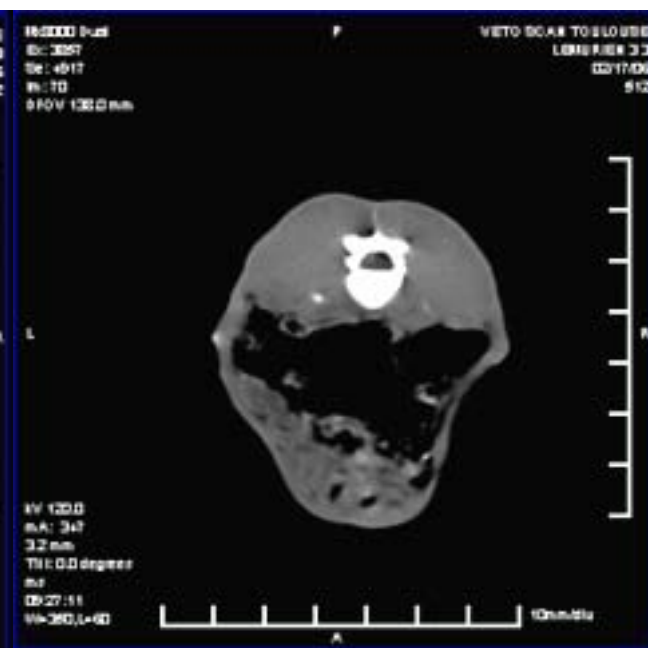


- | | | | |
|----|---------------------------------|----|-----------------------|
| 1 | Peau | 11 | Arc vertébral |
| 2 | Fascia thoraco-lombaire | 12 | Moelle spinale |
| 3 | M. redresseur du rachis | 13 | Corps vertébral |
| 4 | Mm. carré des lombes et psoas | 14 | Veine cave caudale |
| 5 | Aorte abdominale | 15 | Caecum |
| 6 | Colon descendant | 16 | M. droit de l'abdomen |
| 7 | M. oblique externe de l'abdomen | 17 | Ligne blanche |
| 8 | M. oblique interne de l'abdomen | | |
| 9 | M. transverse de l'abdomen | | |
| 10 | Jéjunum | | |

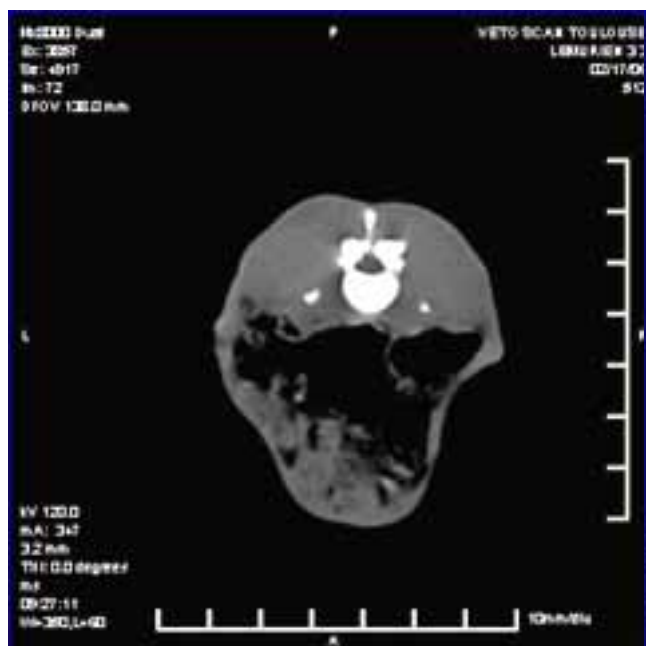
Figure 88 . Coupe transversale n°20 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant la 6^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



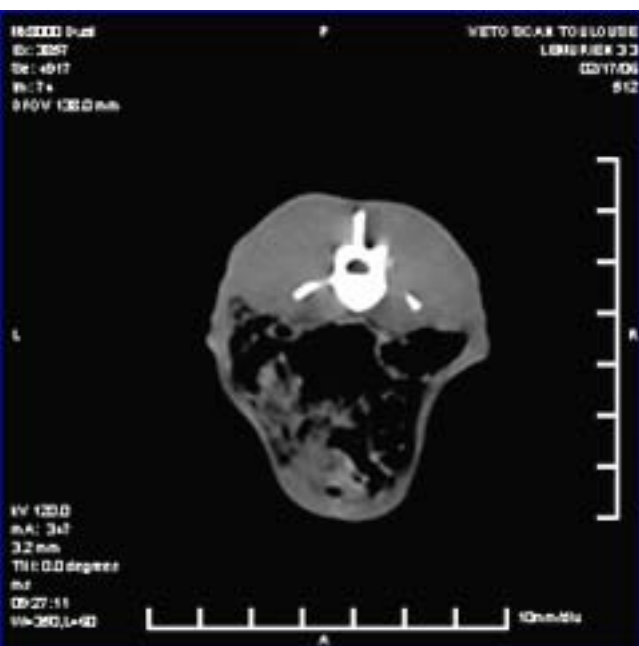
Coupe 20A



Coupe 20B



Coupe 20C



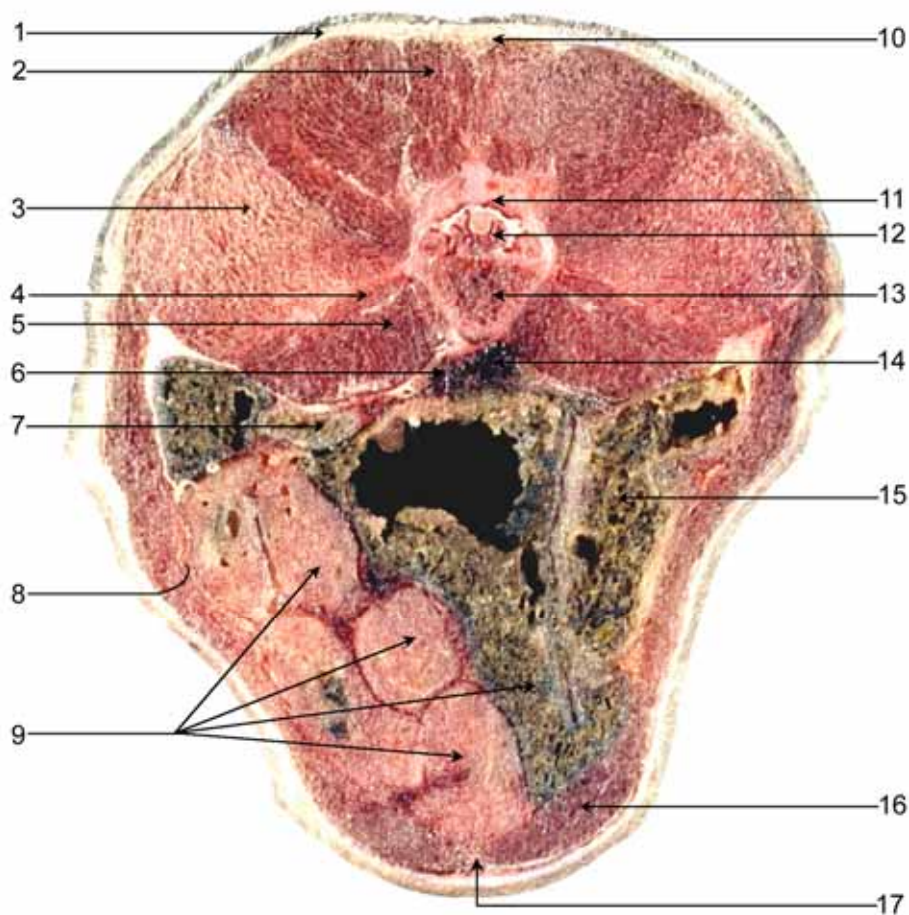
Coupe 20D

Figure 89 . Coupes tomodensitométriques n°20 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 6^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.

Coupe n° 21passant par la 6^{ème} vertèbre lombaire.

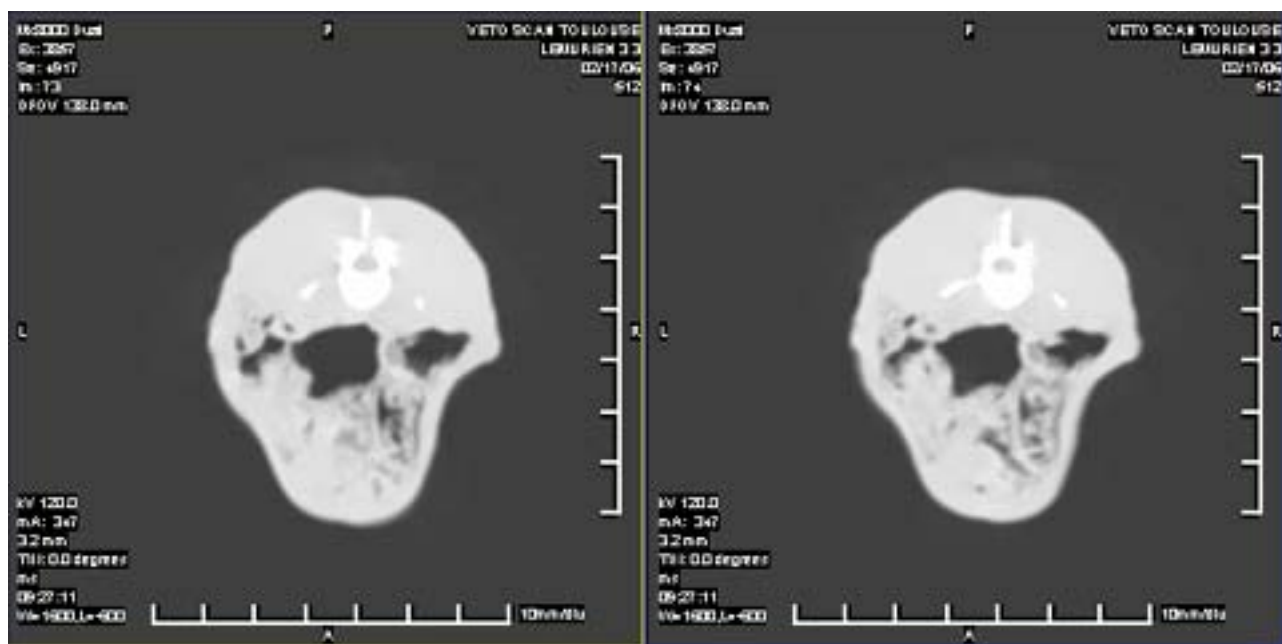
Echelle : 10/7

3,5 cm



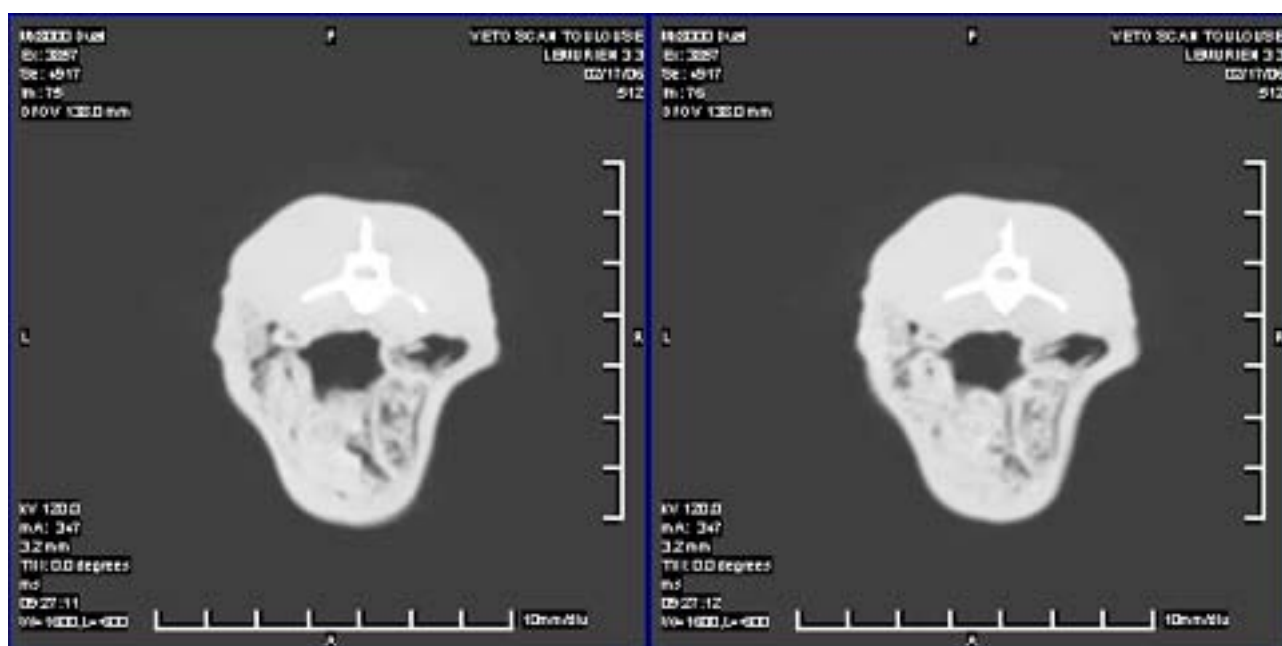
- | | | | |
|---|---|----|-------------------------|
| 1 | Peau | 10 | Fascia thoraco-lombaire |
| 2 | M. multifide des lombes | 11 | Arc vertébral |
| 3 | M. redresseur du rachis | 12 | Moelle spinale |
| 4 | M. carré des lombes | 13 | Corps vertébral |
| 5 | M. psoas | 14 | Veine cave caudale |
| 6 | Aorte abdominale | 15 | Caecum |
| 7 | Colon descendant | 16 | M. droit de l'abdomen |
| 8 | Mm. de l'abdomen (oblique interne, externe et transverse) | 17 | Ligne blanche |
| 9 | Jéjunum | | |

Figure 91 . Coupe transversale n°21 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant la 6^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



Coupe 21A

Coupe 21B



Coupe 21C

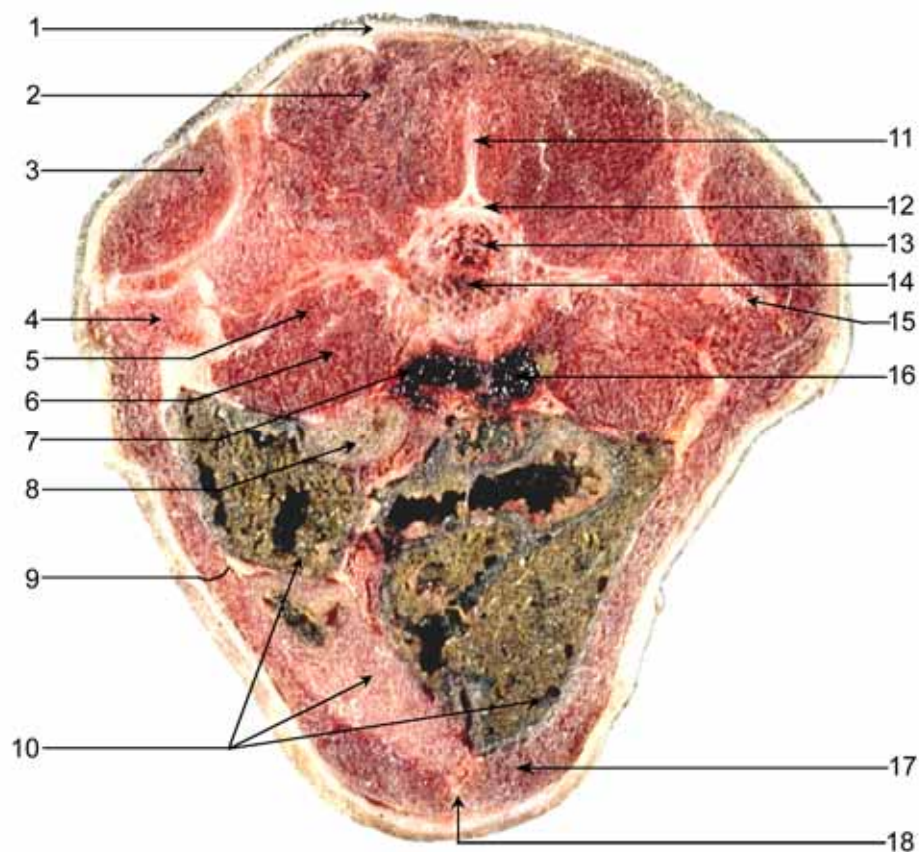
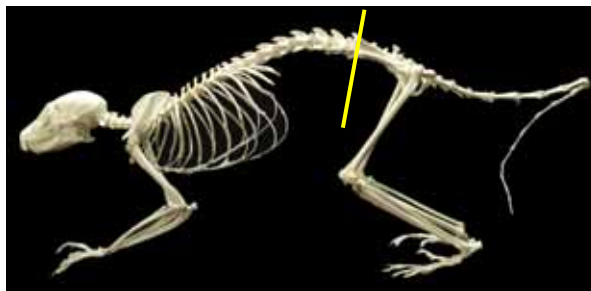
Coupe 21D

Figure 93 . Coupes tomodensitométriques n°21 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 6^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 22passant par la 7^{ème} vertèbre lombaire.

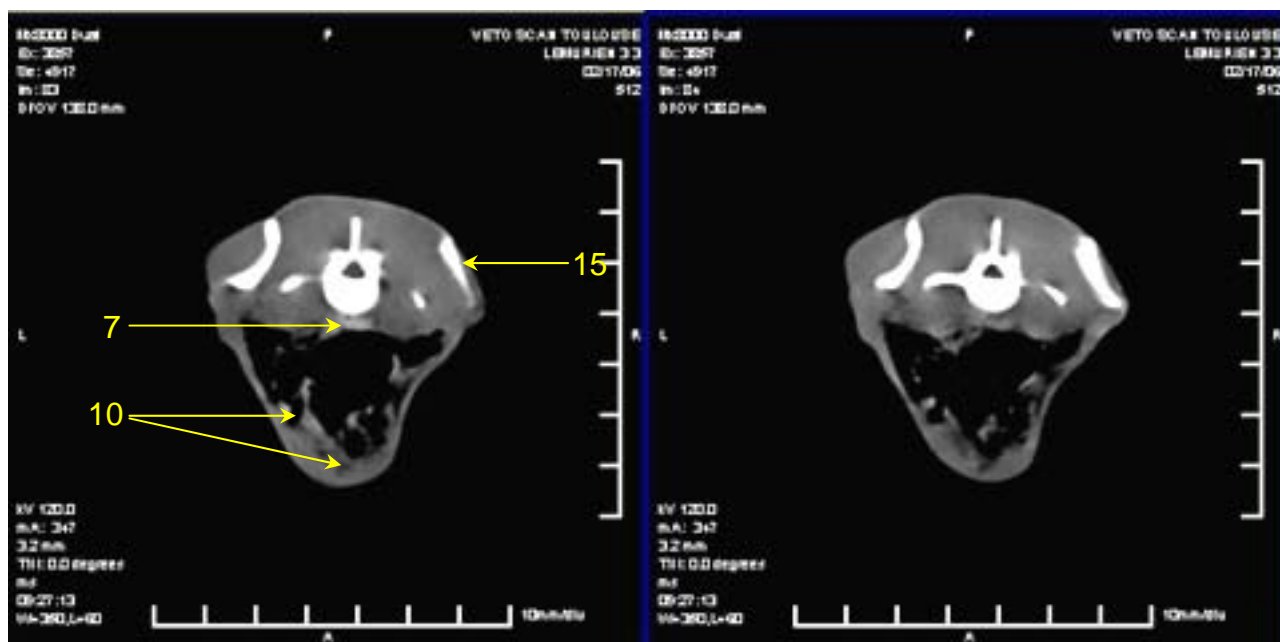
Echelle : 10/7

3,5 cm



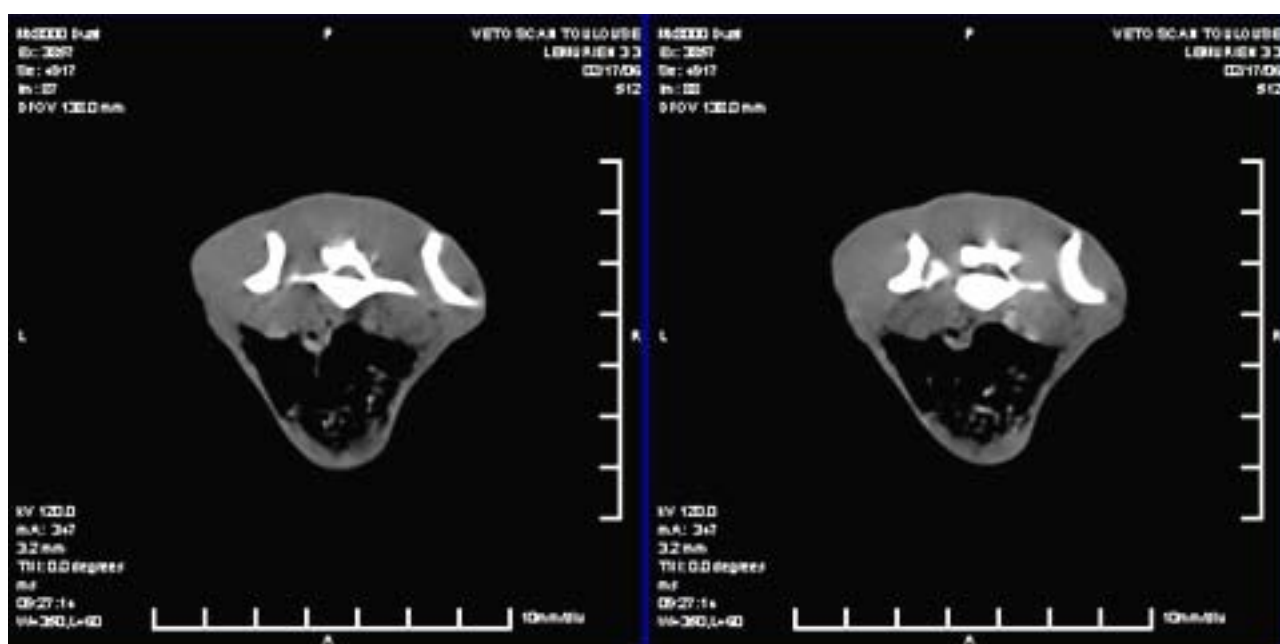
- | | | | |
|----|---|----|------------------------------|
| 1 | Peau | 11 | Processus épineux |
| 2 | M. redresseur du rachis | 12 | Arc vertébral |
| 3 | M. fessier moyen | 13 | Moelle spinale |
| 4 | M. iliaque | 14 | Corps vertébral |
| 5 | M. carré des lombes | 15 | Ilium |
| 6 | Mm. psoas | 16 | Veine iliaque commune droite |
| 7 | Veine iliaque commune gauche | 17 | M. droit de l'abdomen |
| 8 | Colon descendant | 18 | Ligne blanche |
| 9 | Mm. de l'abdomen (oblique interne, externe et transverse) | | |
| 10 | Jéjunum | | |

Figure 94 . Coupe transversale n°22 de l'abdomen d'*Eulemur fulvus* passant la 7^{ème} vertèbre lombaire. Vue caudale de la coupe



Coupe 22A

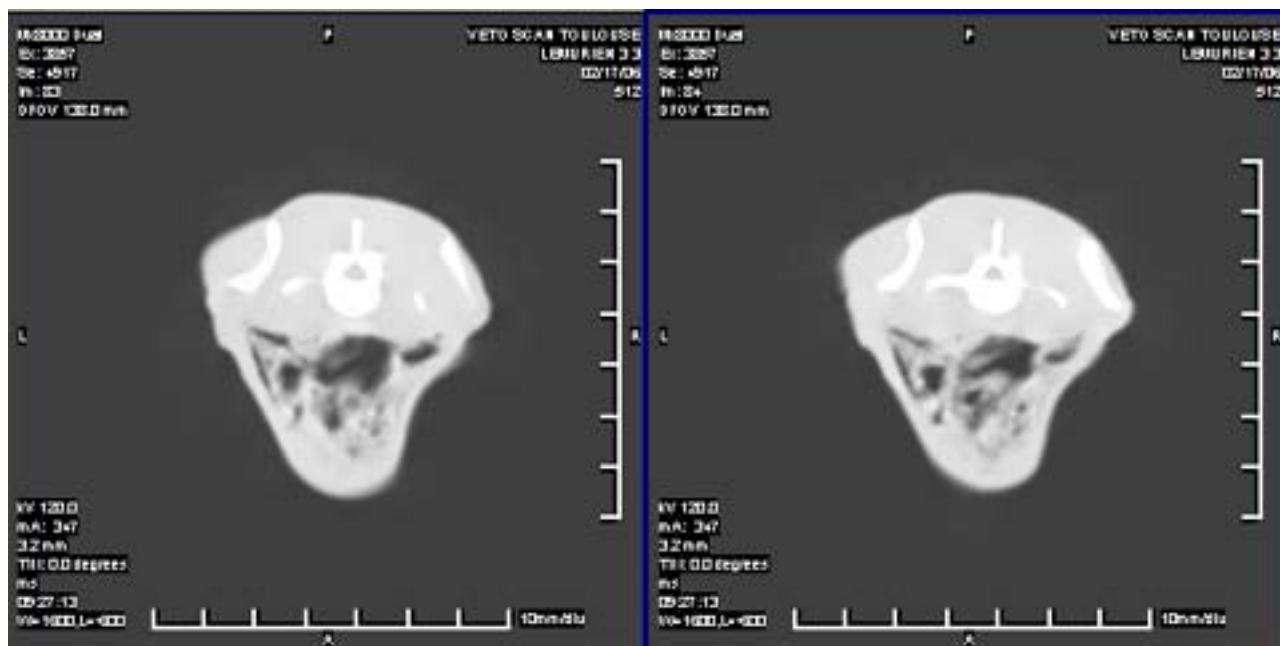
Coupe 22B



Coupe 22C

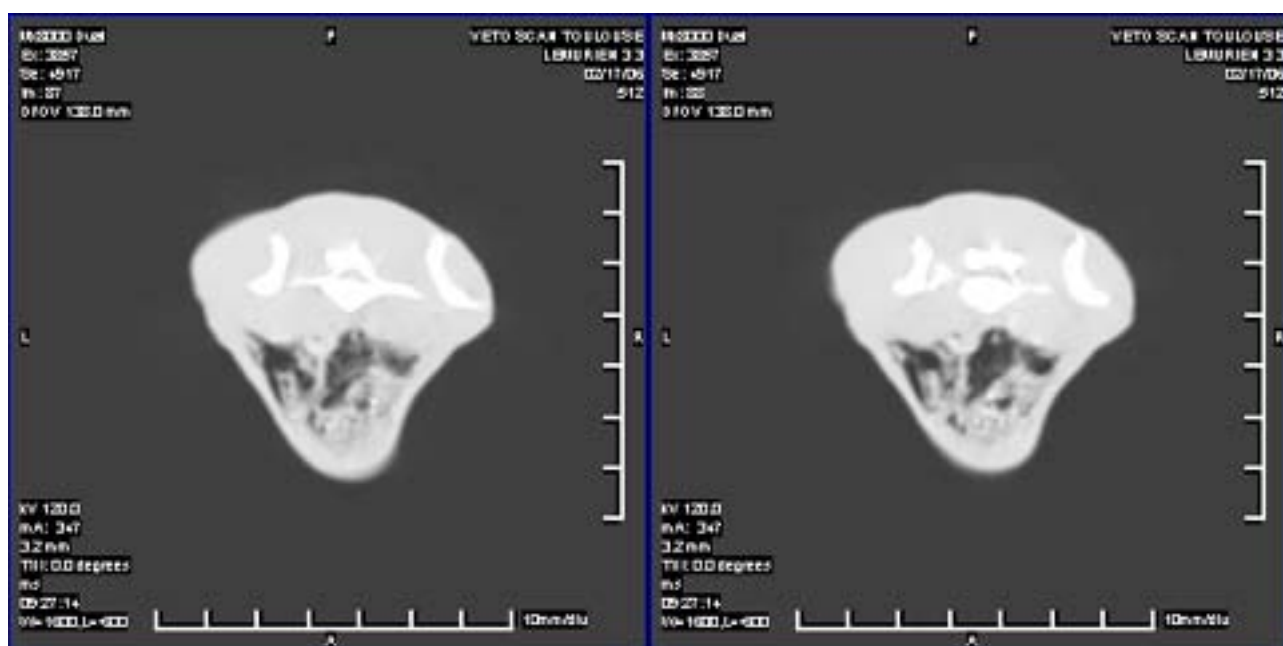
Coupe 22D

Figure 95 . Coupes tomodensitométriques n°22 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 7^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 22A

Coupe 22B



Coupe 22C

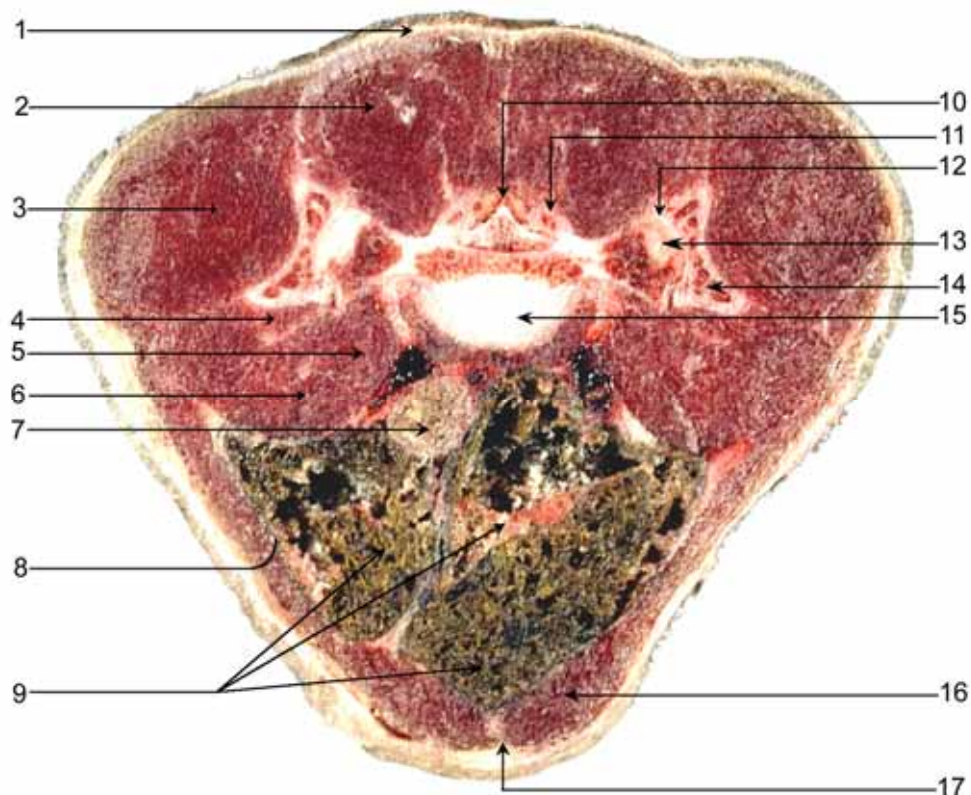
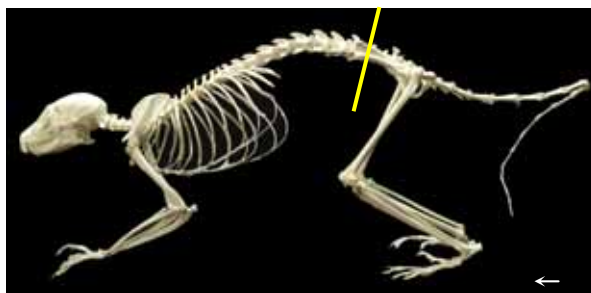
Coupe 22D

Figure 96 . Coupes tomодensitométriques n°22 de l'abdomen d'Eulemur fulvus passant par la 7^{ème} vertèbre lombaire. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 23passant par la 1^{ère} vertèbre sacrée.

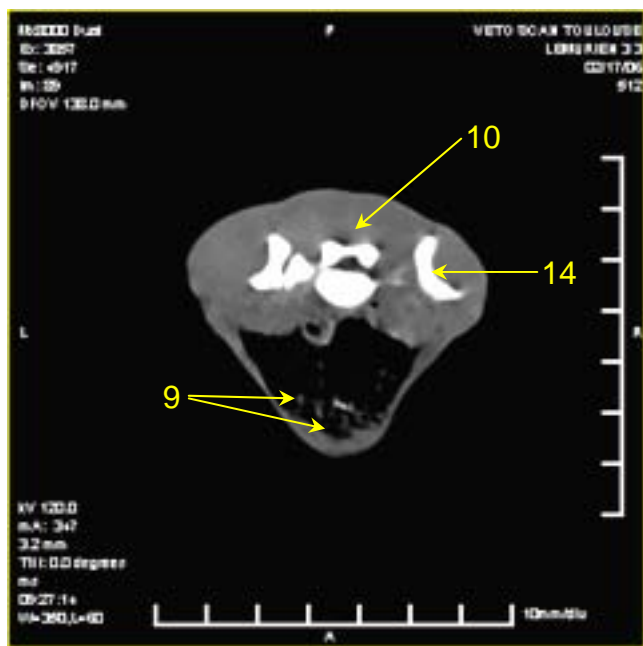
Echelle : 10/7

3,5 cm



- | | | | |
|---|---|----|-----------------------------|
| 1 | Peau | 10 | Crête sacrale médiane |
| 2 | M. redresseur du rachis | 11 | Crête sacrale intermédiaire |
| 3 | M. fessier moyen | 12 | Articulation sacro-iliaque |
| 4 | M. iliaque | 13 | Aile de sacrum |
| 5 | M. petit psoas | 14 | Ilium |
| 6 | M. grand psoas | 15 | Corps vertébral |
| 7 | Colon descendant | 16 | M. droit de l'abdomen |
| 8 | Mm. de l'abdomen (oblique interne, externe et transverse) | 17 | Ligne blanche |
| 9 | Jéjunum | | |

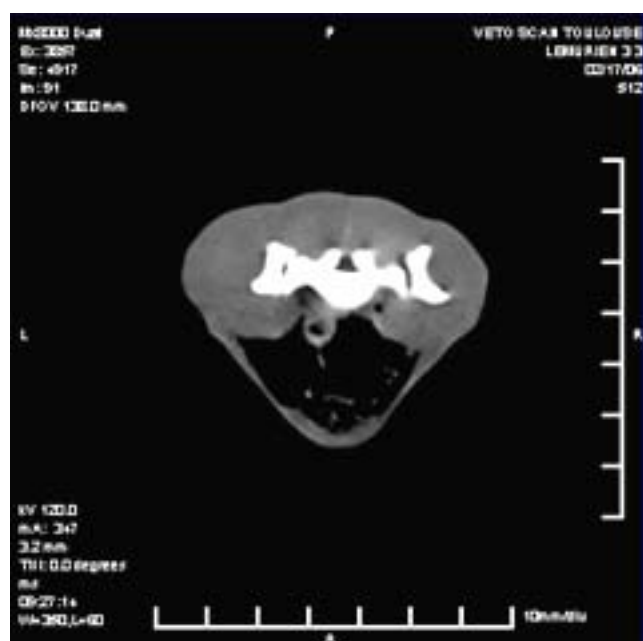
Figure 97 . Coupe transversale n°23 du bassin d'*Eulemur fulvus* passant la 1^{ère} vertèbre sacrée. Vue caudale de la coupe



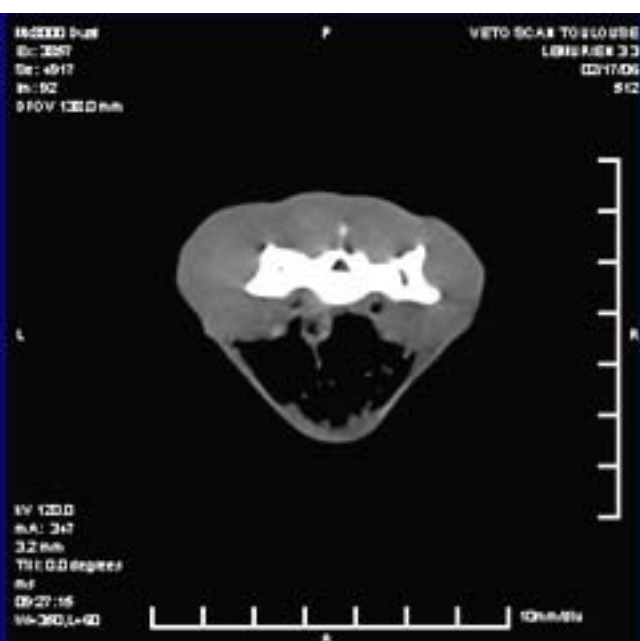
Coupe 23A



Coupe 23B



Coupe 23C



Coupe 23D

Figure 98 . Coupes tomodensitométriques n°23 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1^{ère} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 23A



Coupe 23B



Coupe 23C



Coupe 23D

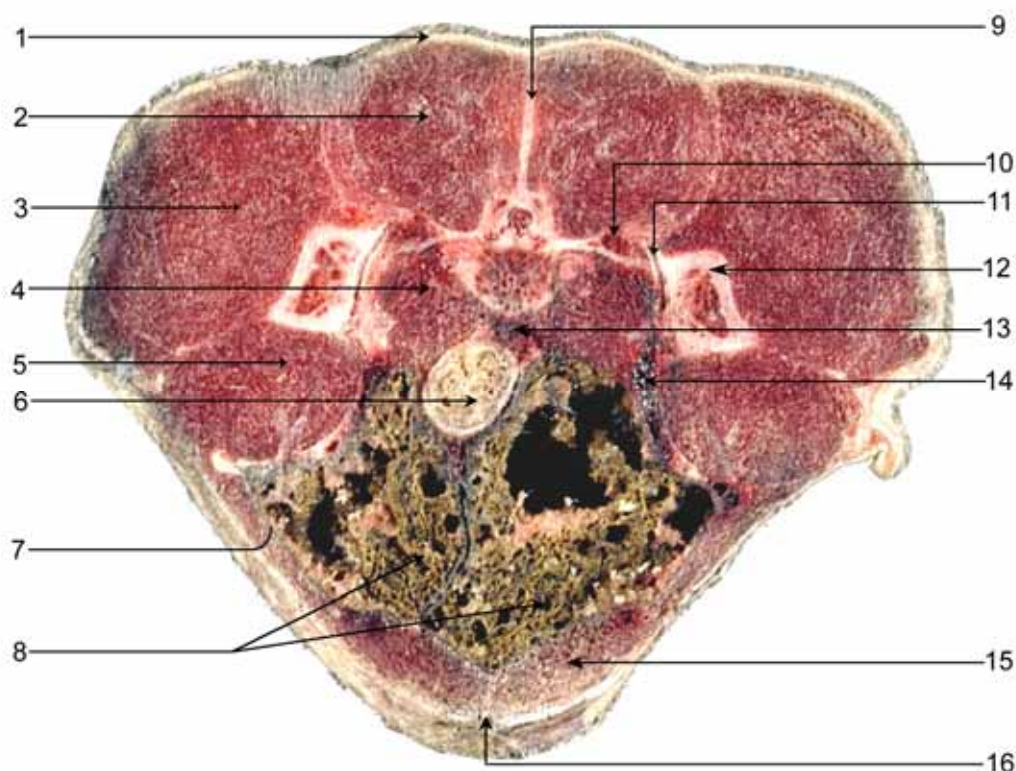
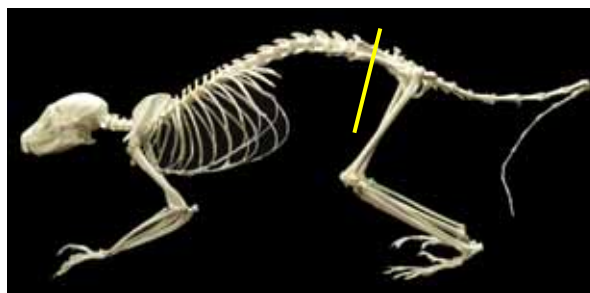
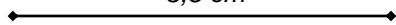
Figure 99 . Coupes tomodensitométriques n°23 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1^{ère} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 24

passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre sacrée.

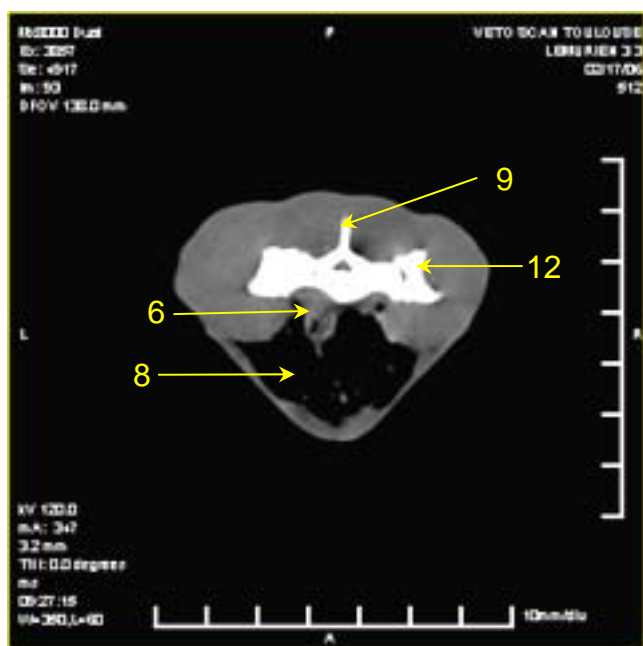
Echelle : 10/7

3,5 cm

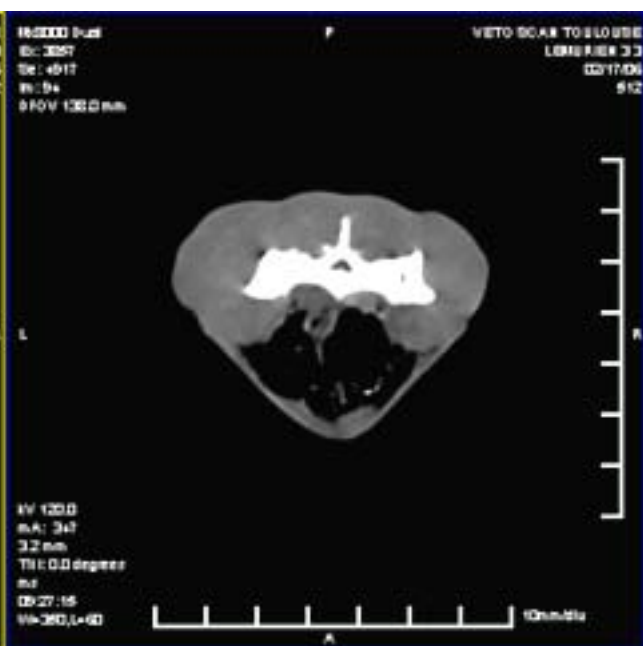


1	Peau	9	Crête sacrale médiane
2	M. redresseur du rachis	10	Crête sacrale latérale
3	M. fessier moyen	11	Articulation sacro-iliaque
4	M. sacro-coccygiens ventraux	12	Ilium
5	M. ilio-psoas	13	Artère et veine sacrales médianes
6	Colon descendant	14	Artère et veine iliaques externes
7	Mm. de l'abdomen (oblique interne, externe et transverse)	15	M. droit de l'abdomen
8	Jéjunum	16	Ligne blanche

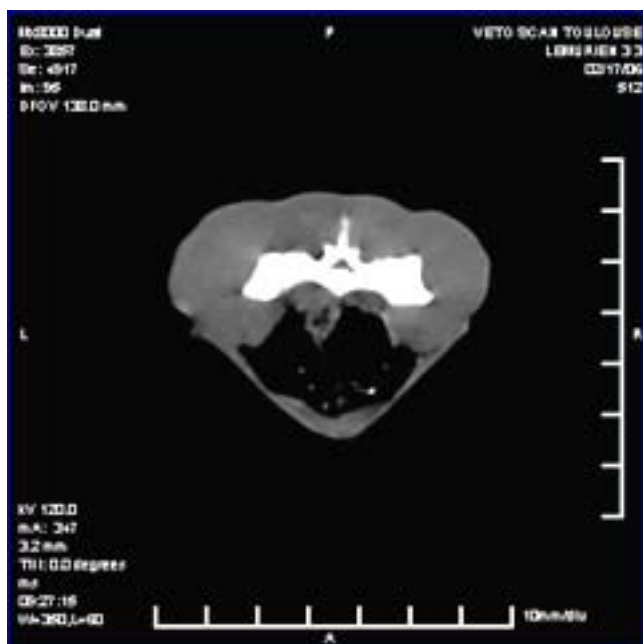
Figure 100 . Coupe transversale n°24 du bassin d'*Eulemur fulvus* passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vue caudale de la coupe



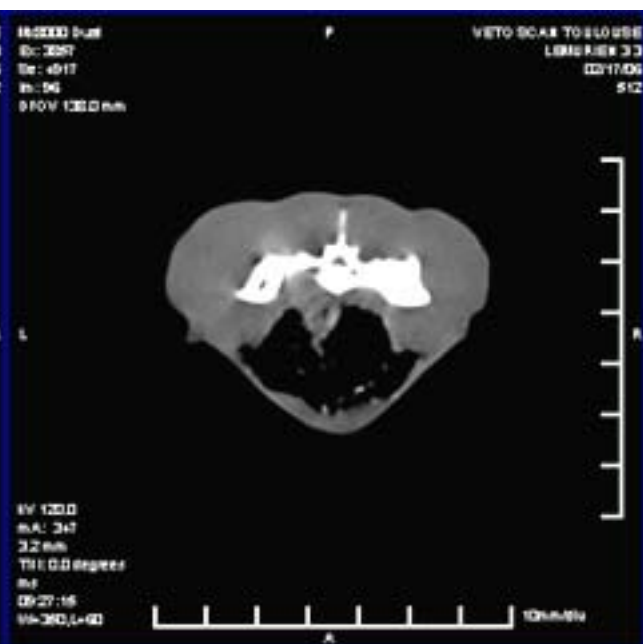
Coupe 24A



Coupe 24B

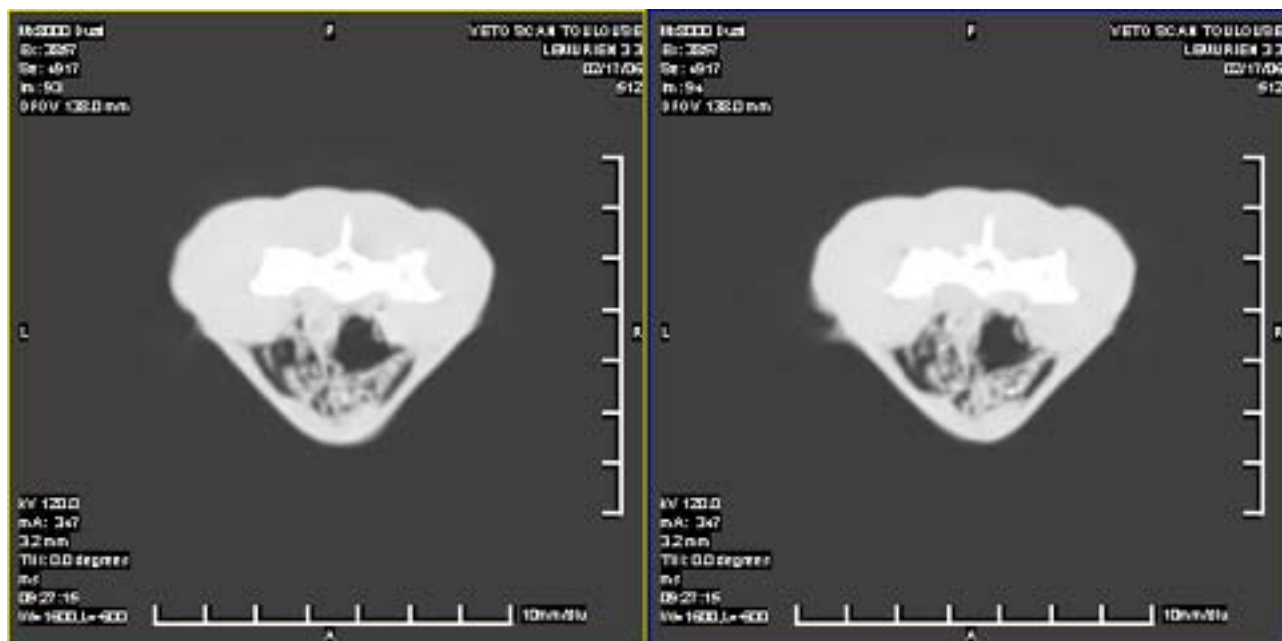


Coupe 24C



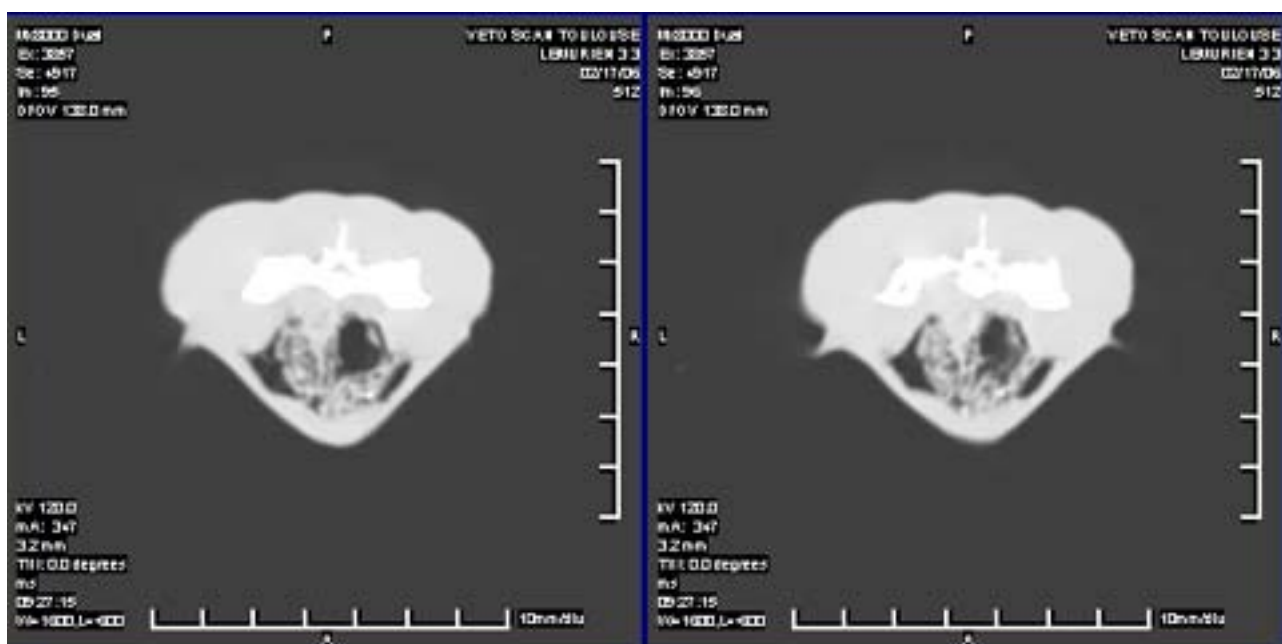
Coupe 24D

Figure 101 . Coupes tomodensitométriques n°24 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 24A

Coupe 24B



Coupe 24C

Coupe 24D

Figure 102 . Coupes tomodensitométriques n°24 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 25passant par la 2^{ème} vertèbre sacrée.

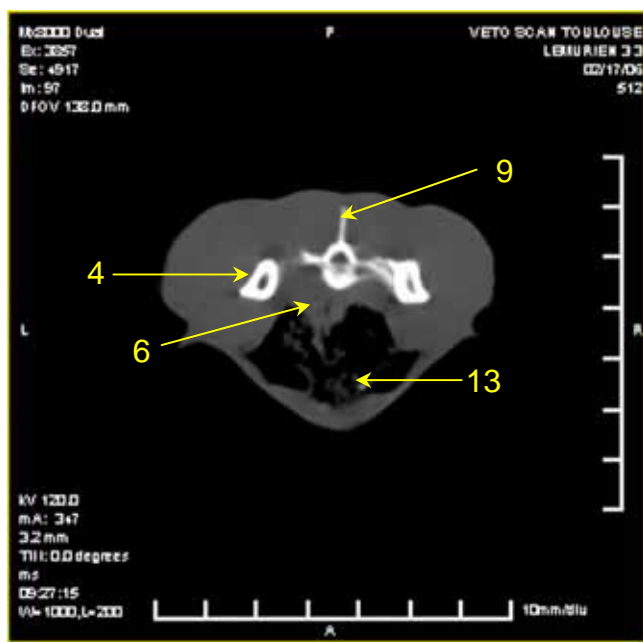
Échelle : 10/7

3,5 cm

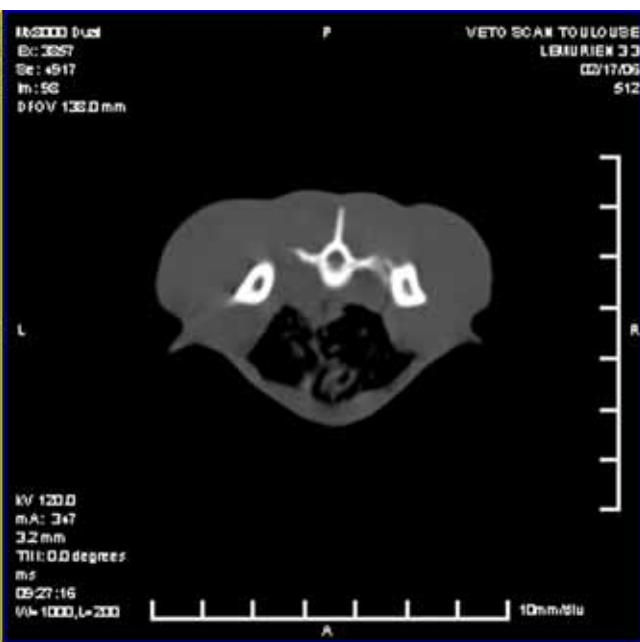


1	Peau	9	Crête sacrale médiane
2	M. redresseur du rachis	10	Crête sacrale intermédiaire
3	M. fessier moyen	11	Crête sacrale latérale
4	Ilium	12	Jéjunum
5	Mm. sacro-coccygiens	13	Vessie (apex)
6	Colon descendant	14	Ligament latéral de la vessie
7	Mm. ilio-psoas	15	M. droit de l'abdomen
8	Mm. de l'abdomen (oblique interne, externe et transverse)	16	Ligne blanche

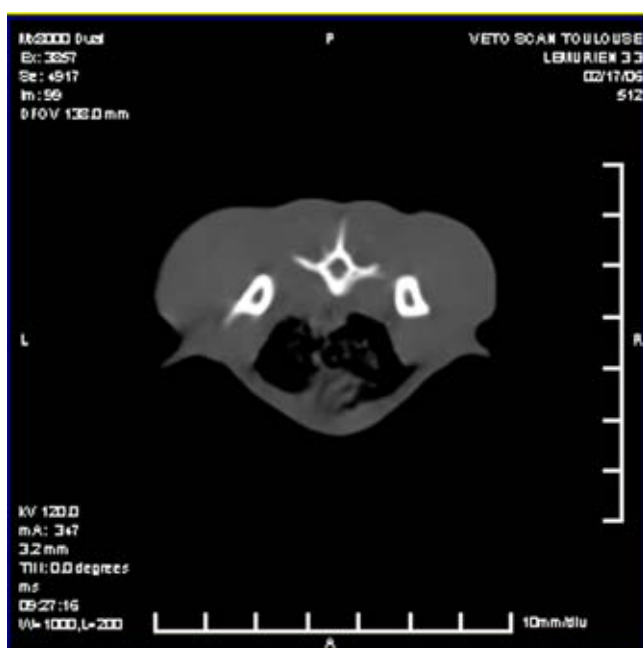
Figure 103 . Coupe transversale n°25 du bassin d'Eulemur fulvus passant mâle par la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vue caudale de la coupe



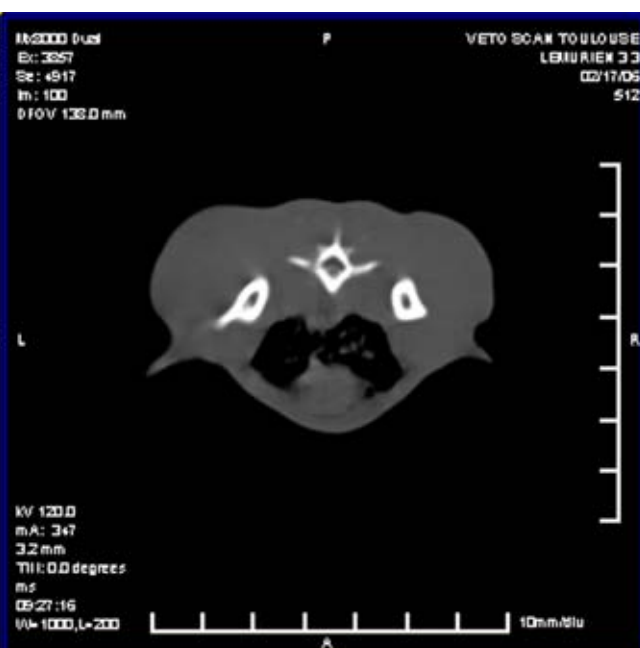
Coupe 25A



Coupe 25B

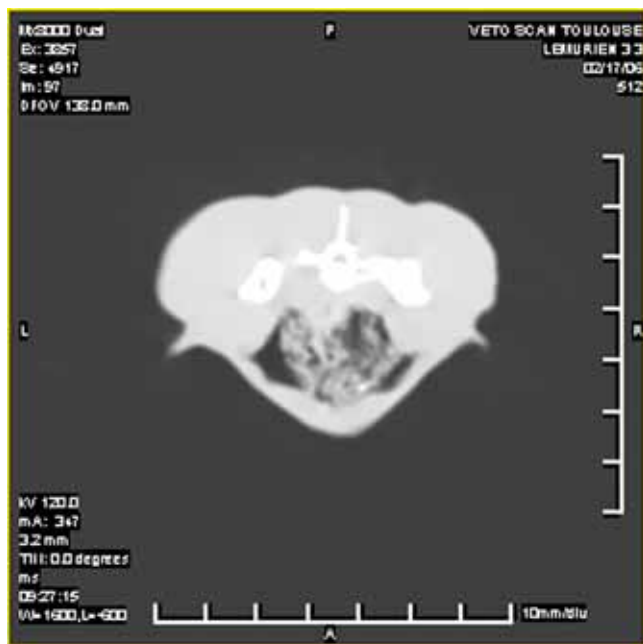


Coupe 25C



Coupe 25D

Figure 104 . Coupes tomodensitométriques n°25 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



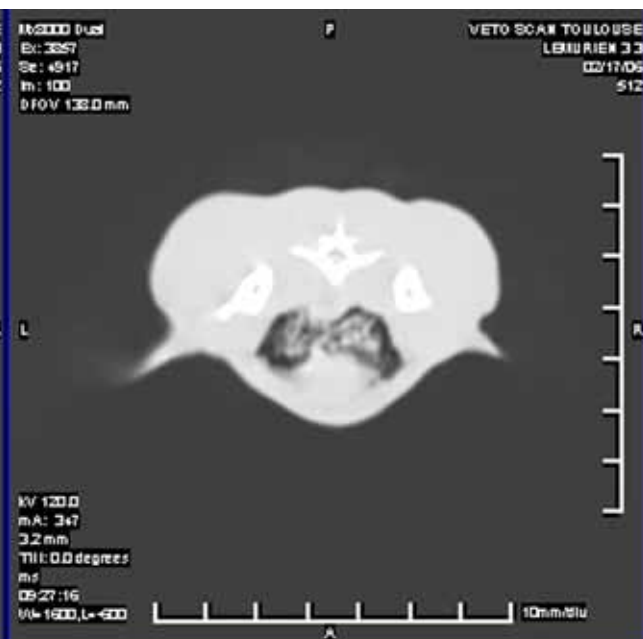
Coupe 25A



Coupe 25B



Coupe 25C



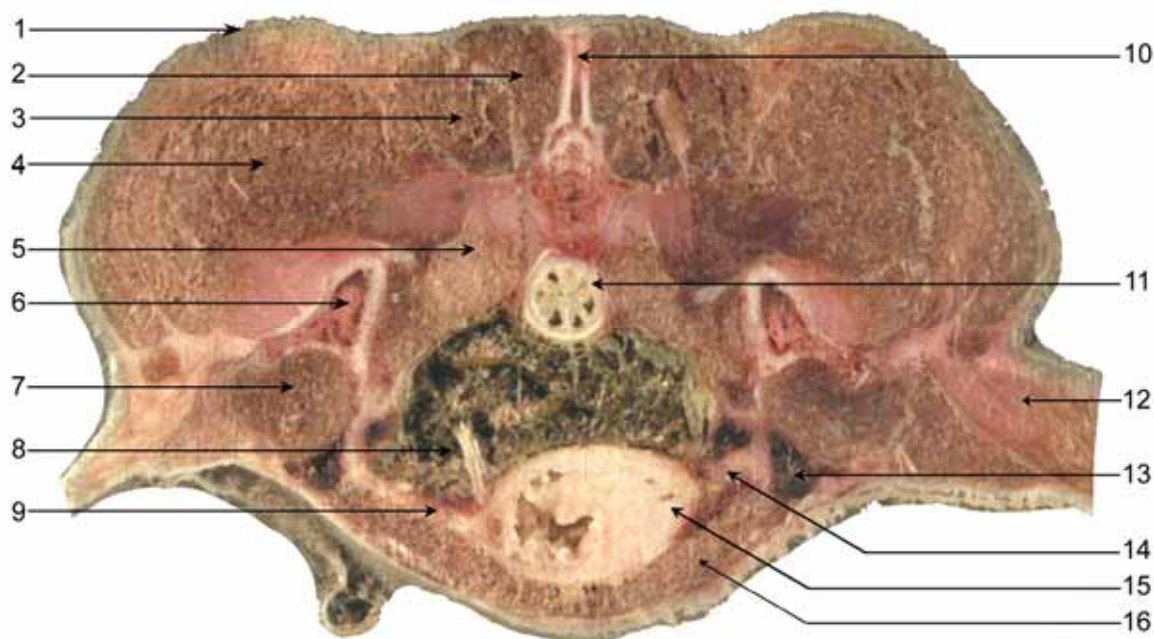
Coupe 25D

Figure 105 . Coupes tomodensitométriques n°25 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 26entre les 2^{ème} et 3^{ème} vertèbres sacrées.

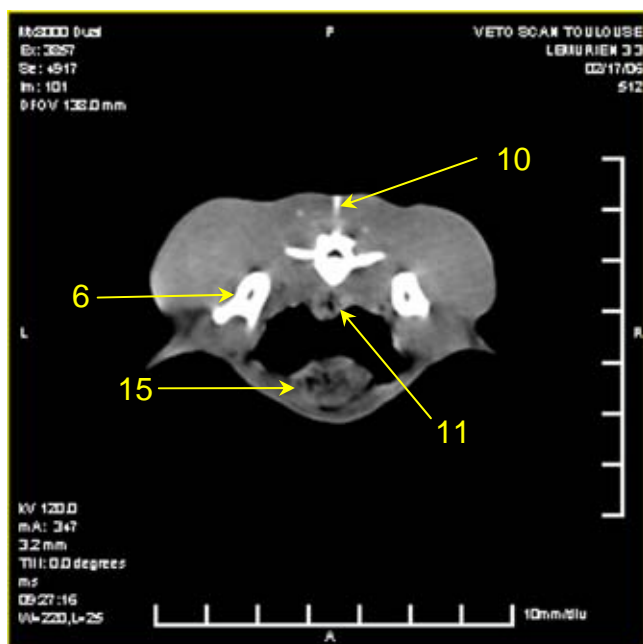
Échelle : 10/7

3,5 cm



1	Peau	10	Crête sacrale médiane
2	M. redresseur du rachis	11	Colon descendant
3	Mm. sacro-coccygiens dorsaux	12	M. quadriceps fémoral
4	M. fessier moyen	13	A. et V. fémorales
5	Mm. sacro-coccygiens ventraux	14	Ligament latéral droit de la vessie
6	Ilium	15	Vessie (corps)
7	Mm. ilio-psoas	16	M. droit de l'abdomen
8	Jéjunum		
9	Ligament latéral gauche de la vessie		

Figure 106 . Coupe transversale n°26 du bassin d'*Eulemur fulvus* mâle passant entre les 2^{ème} et 3^{ème} vertèbres sacrées. Vue caudale de la coupe



Coupe 26A



Coupe 26B

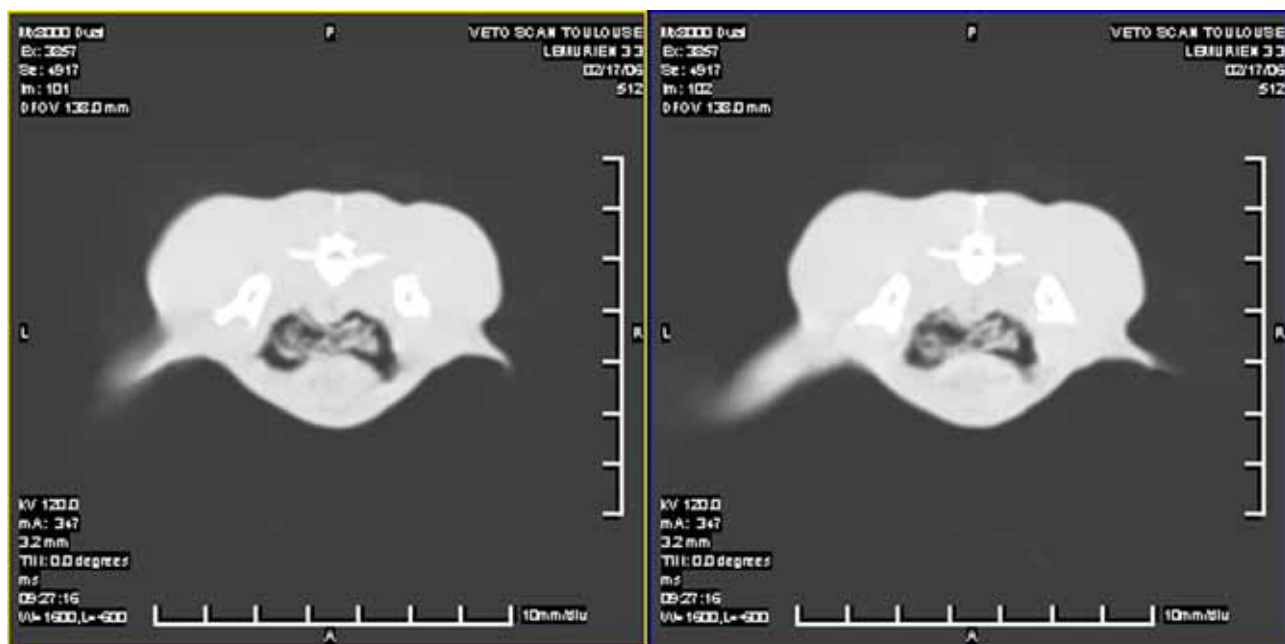


Coupe 26C



Coupe 26D

Figure 107 . Coupes tomodensitométriques n°26 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant entre les 2^{ème} et 3^{ème} vertèbres sacrées. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 26A

Coupe 26B



Coupe 26C

Coupe 26D

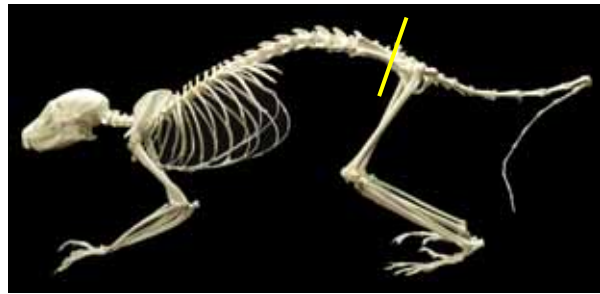
Figure 108 . Coupes tomodensitométriques n°26 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant entre les 2^{ème} et 3^{ème} vertèbres sacrées. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 27

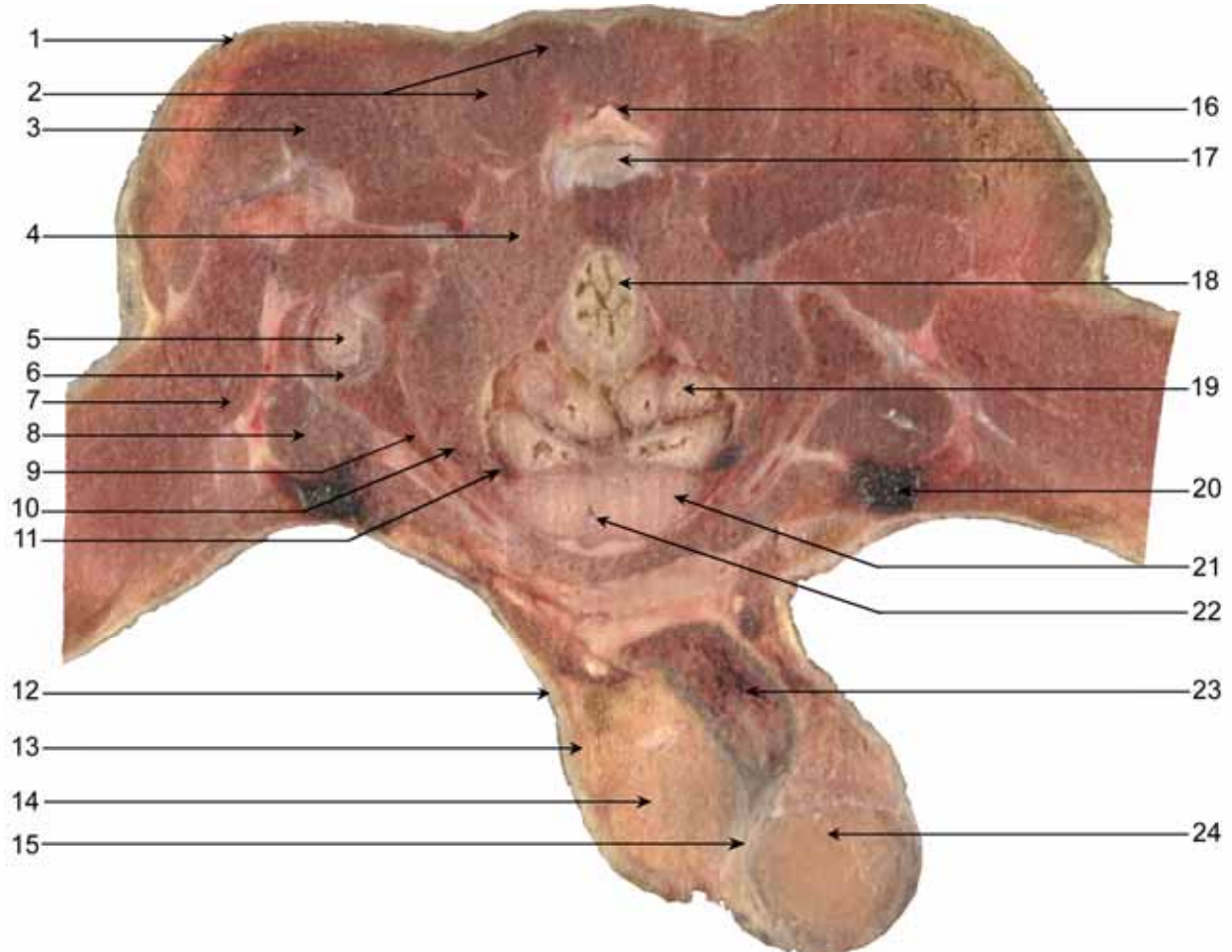
passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée.

Echelle : 10/7

3,5 cm

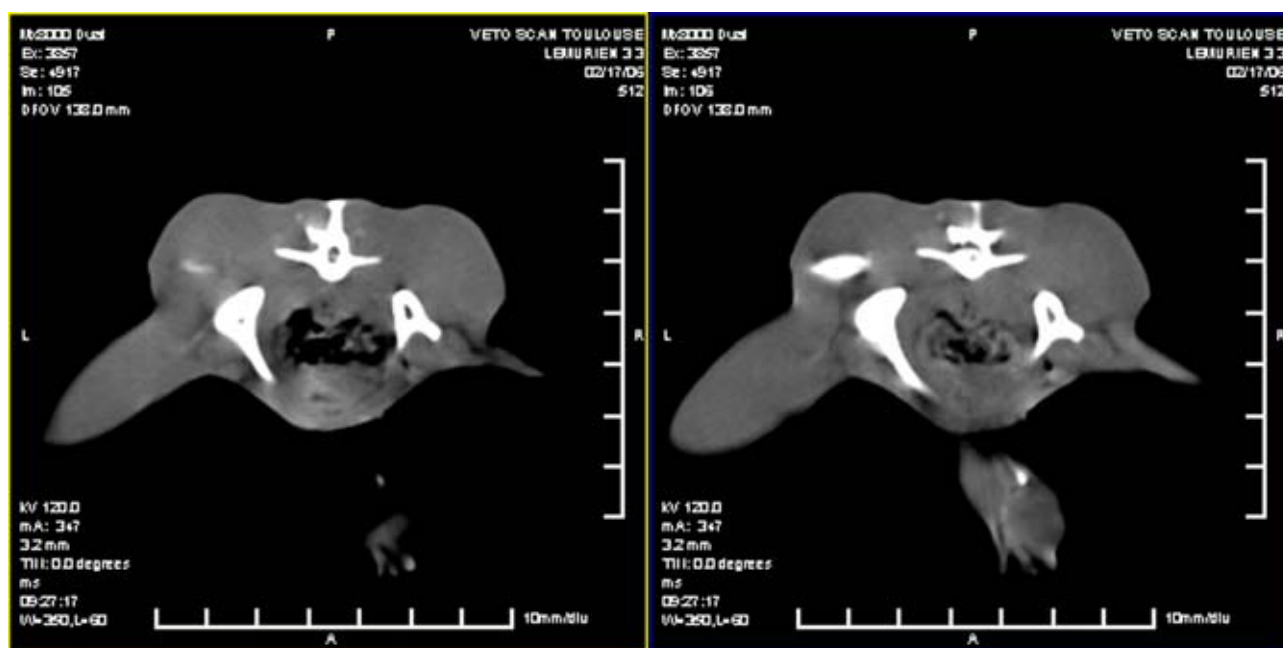


32



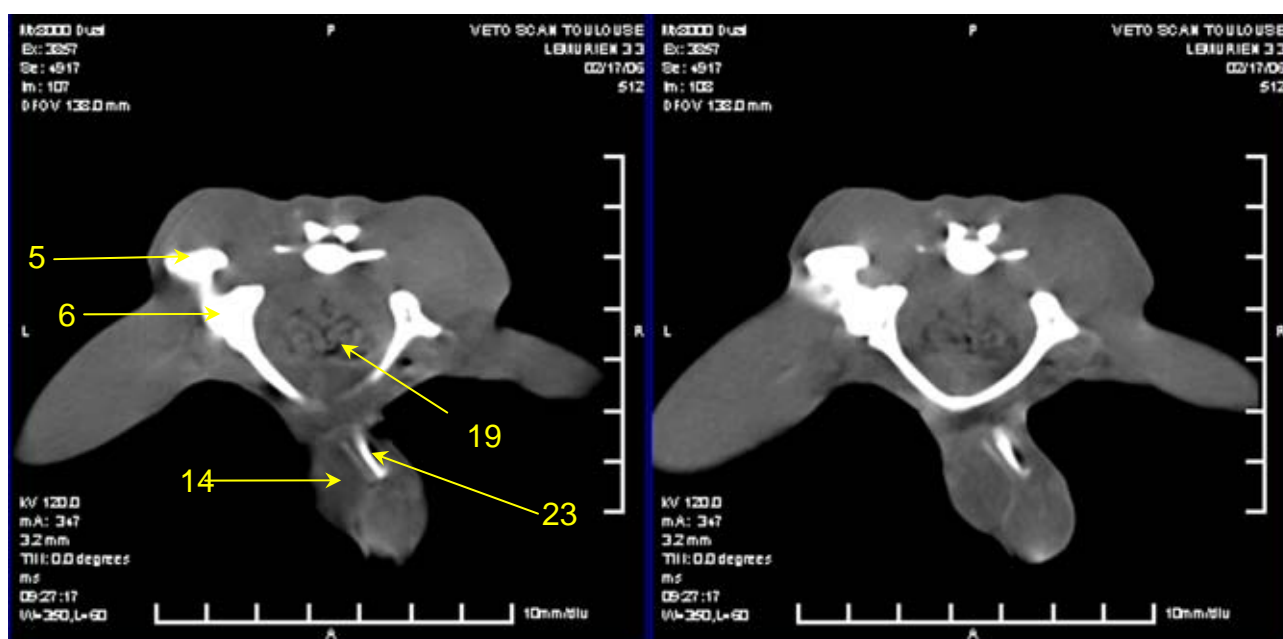
- | | | | |
|----|-------------------------------|----|-----------------------|
| 1 | Peau | 16 | Crête sacrale médiane |
| 2 | Mm. sacro-coccygiens dorsaux | 17 | Disque intervertébral |
| 3 | M. fessier moyen | 18 | Colon descendant |
| 4 | Mm. sacro-coccygiens ventraux | 19 | Jéjunum |
| 5 | Tête du fémur | 20 | A. et V. fémorales |
| 6 | Acétabulum | 21 | Prostate |
| 7 | Mm. ischio-tibiaux | 22 | Urètre pelvien |
| 8 | M. obturateur externe | 23 | Pénis |
| 9 | Pubis | 24 | Testicule droit |
| 10 | M. élévateur de l'anus | | |
| 11 | A. et V. prostatiques | | |
| 12 | Peau | | |
| 13 | Dartos | | |
| 14 | Testicule gauche | | |
| 15 | Septum du scrotum | | |

Figure 109 . Coupe transversale n°27 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée. Vue caudale de la coupe



Coupe 27A

Coupe 27B



Coupe 27C

Coupe 27D

Figure 110 . Coupes tomodensitométriques n°27 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 27A



Coupe 27B



Coupe 27C



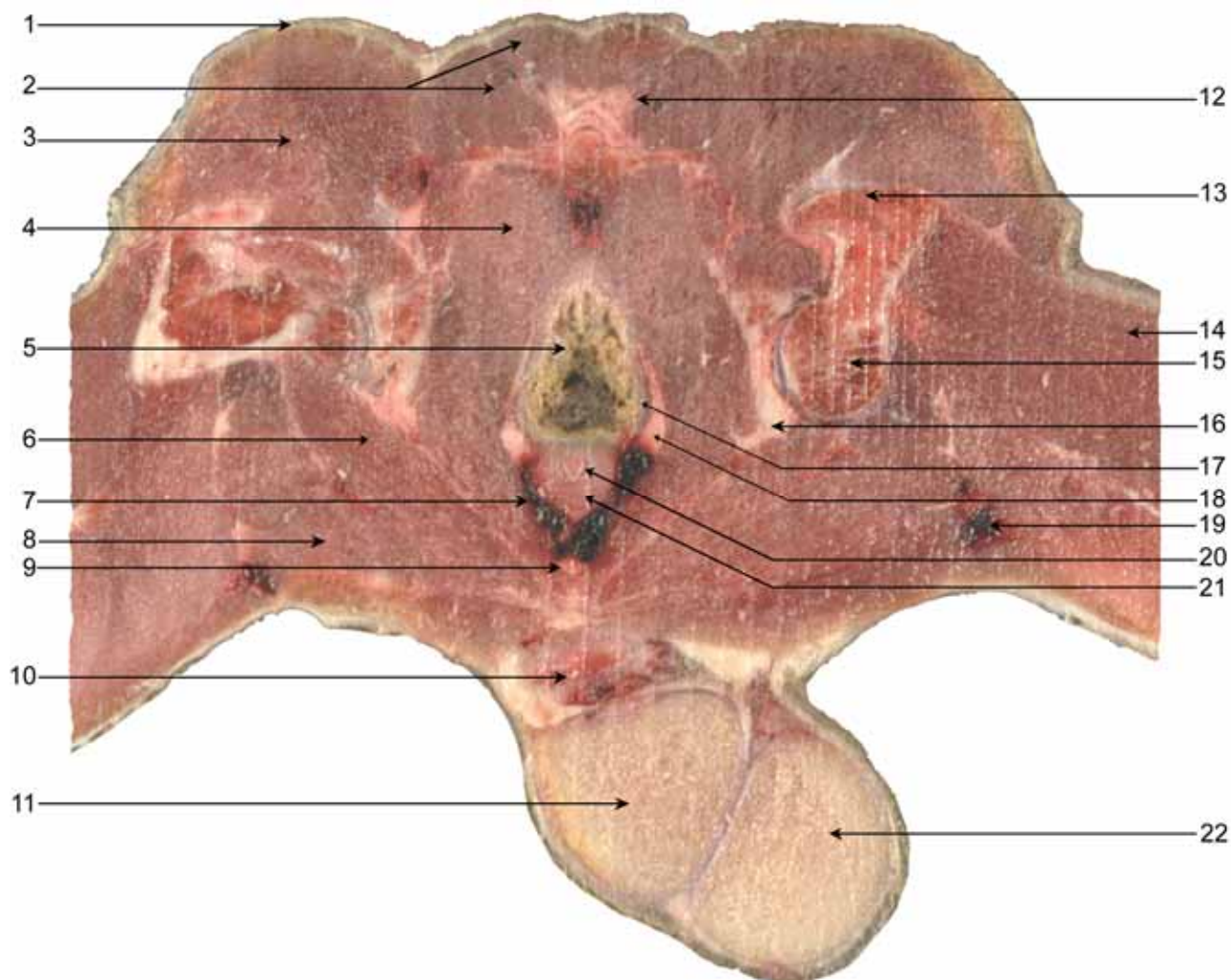
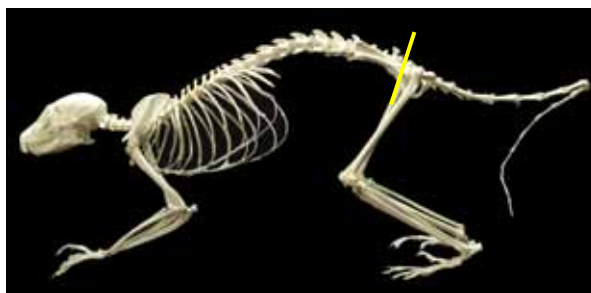
Coupe 27D

Figure 111 . Coupes tomodensitométriques n°27 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 28passant par la 1^{ère} vertèbre caudale.

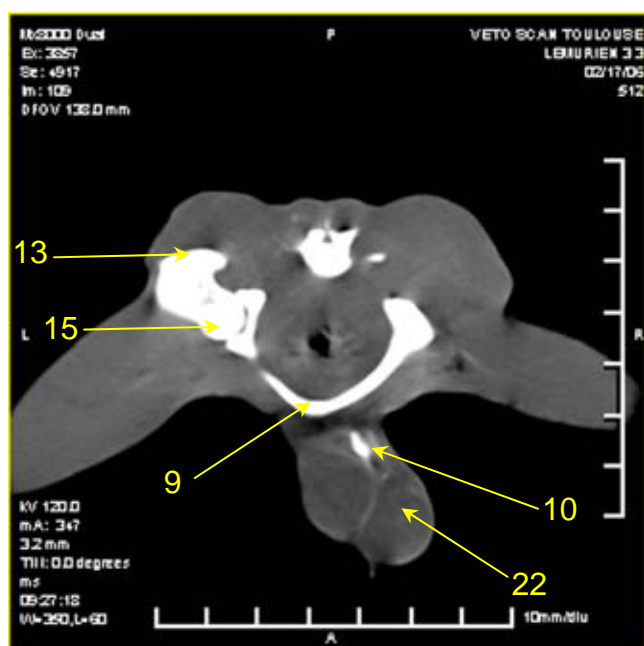
Echelle : 10/7

3,5 cm



1	Peau	12	Crête sacrale intermédiaire
2	Mm. sacro-coccygiens dorsaux	13	Grand trochanter
3	M. fessier moyen	14	M. biceps fémoral
4	Mm. sacro-coccygiens et coccygiens ventraux	15	Tête du fémur
5	Rectum	16	Acétabulum
6	M. obturateur externe	17	M. élévateur de l'anus
7	A. et V. prostatiques et A. et V. du pénis	18	A. honteuse interne
8	Mm. adducteurs	19	A. et V. fémorales
9	Symphyse pubienne	20	Collicule séminal
10	Pénis	21	Prostate
11	Testicule gauche	22	Testicule droit

Figure 112 . Coupe transversale n°28 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vue caudale de la coupe



Coupe 28A



Coupe 28B



Coupe 28C



Coupe 28D

Figure 113 . Coupes tomodensitométriques n°28 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



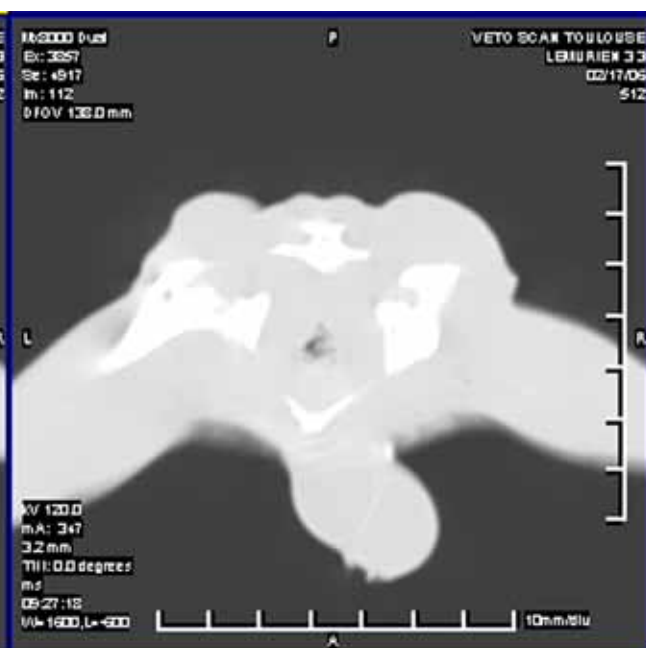
Coupe 28A



Coupe 28B



Coupe 28C



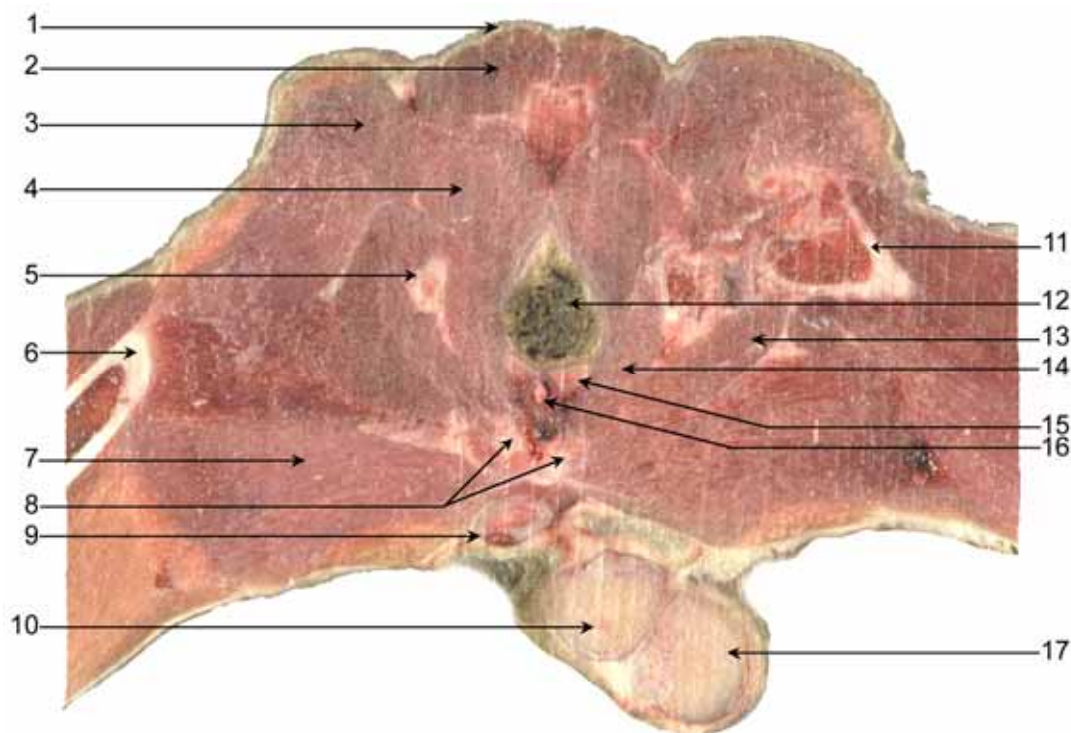
Coupe 28D

Figure 114 . Coupes tomodensitométriques n°28 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 29passant par la 2^{ème} vertèbre caudale.

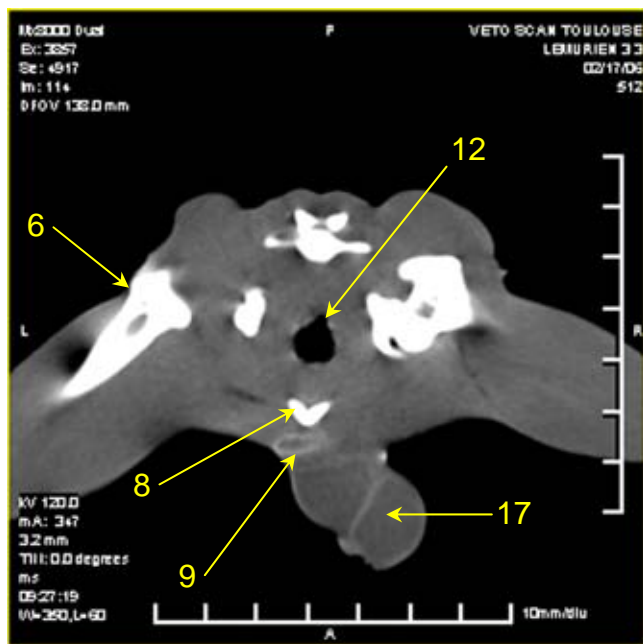
Echelle : 10/7

3,5 cm

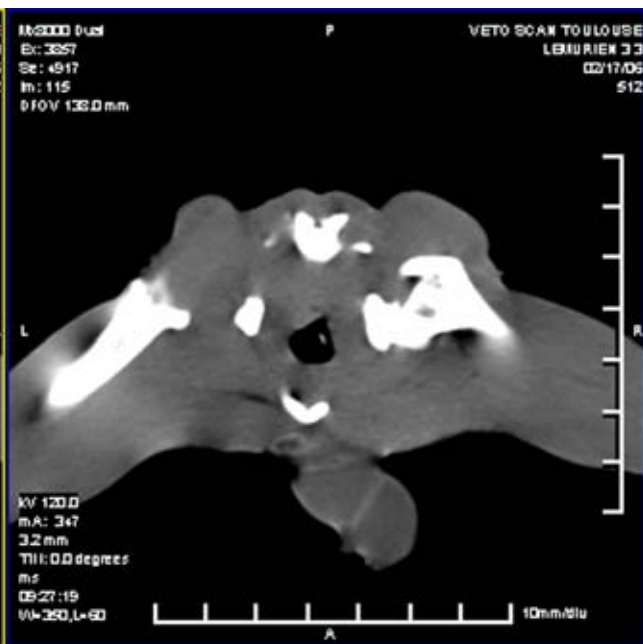


- | | | | |
|----|---|----|-----------------------|
| 1 | Peau | 11 | Fémur |
| 2 | Mm. sacro-coccygiens dorsaux | 12 | Rectum |
| 3 | M. fessier moyen | 13 | M. obturateur externe |
| 4 | Mm. sacro-coccygiens et coccygiens ventraux | 14 | M. obturateur interne |
| 5 | Ischium | 15 | Prostate |
| 6 | Fémur | 16 | Urètre pelvien |
| 7 | Mm. adducteurs | 17 | Testicule droit |
| 8 | Branche de l'ischium | | |
| 9 | Pénis | | |
| 10 | Testicule gauche | | |

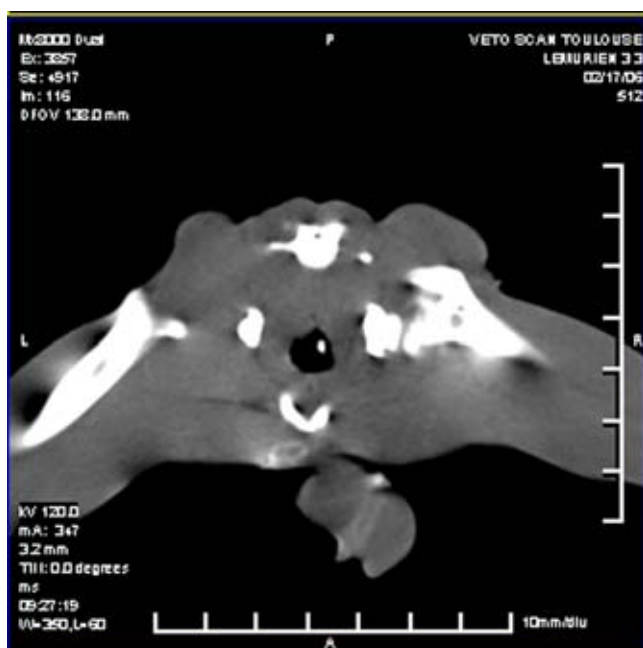
Figure 115 . Coupe transversale n°29 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2^{ème} vertèbre caudale. Vue caudale de la coupe



Coupe 29A



Coupe 29B

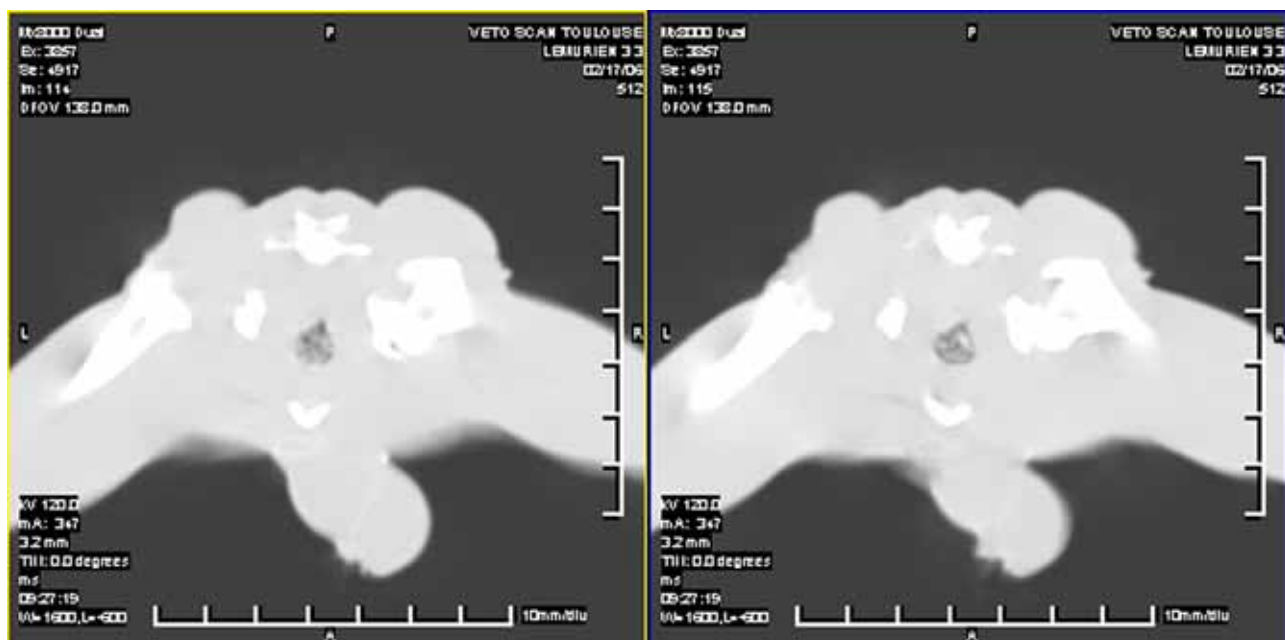


Coupe 29C



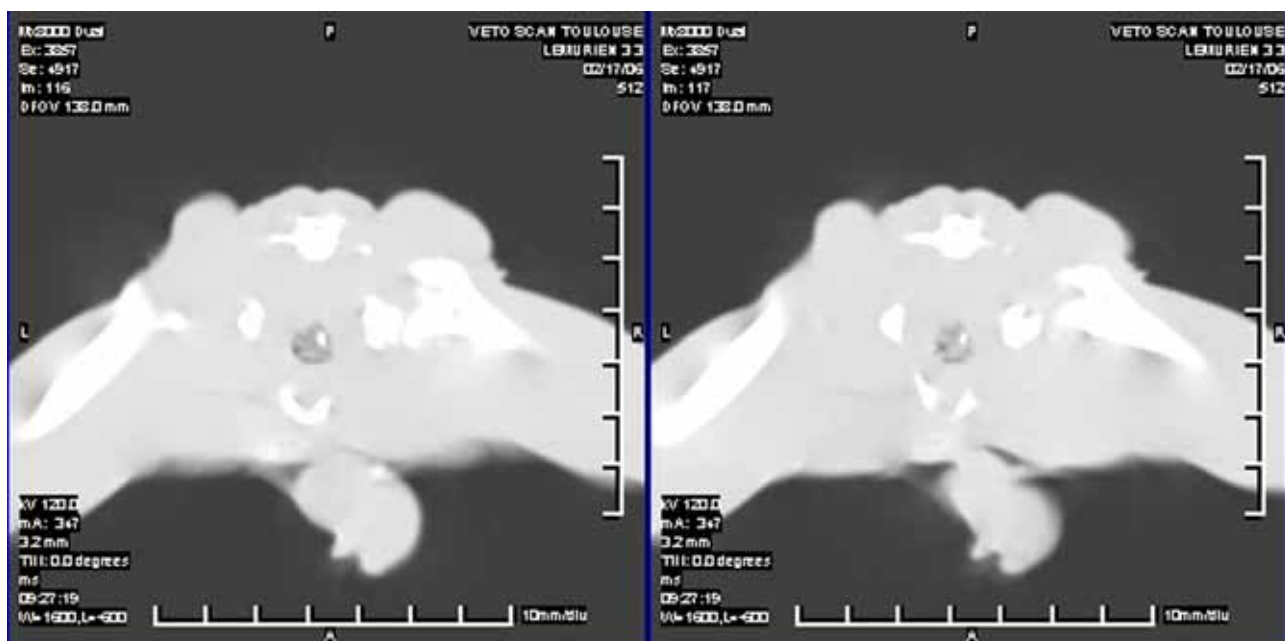
Coupe 29D

Figure 116 . Coupes tomodensitométriques n°29 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2^{ème} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 29A

Coupe 29B



Coupe 29C

Coupe 29D

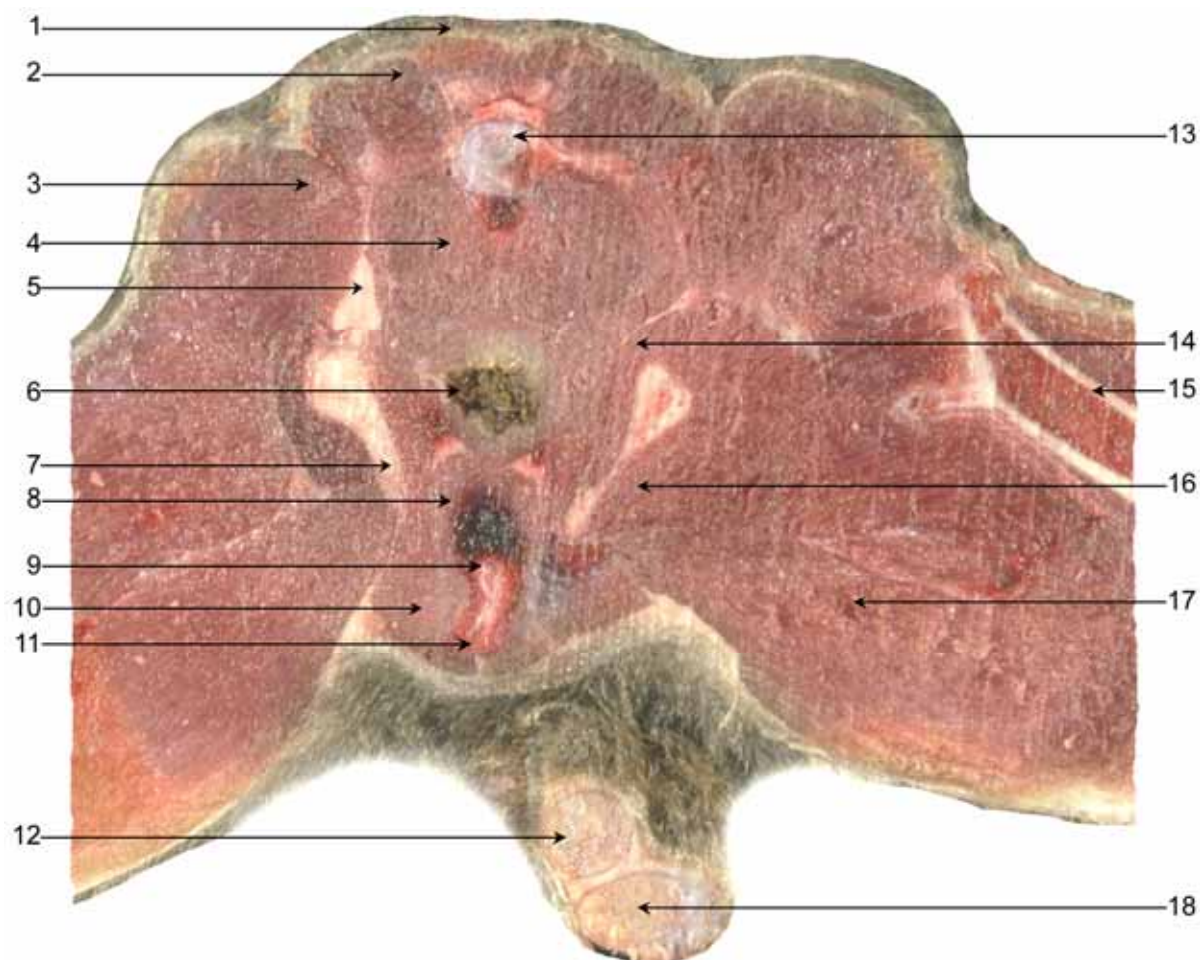
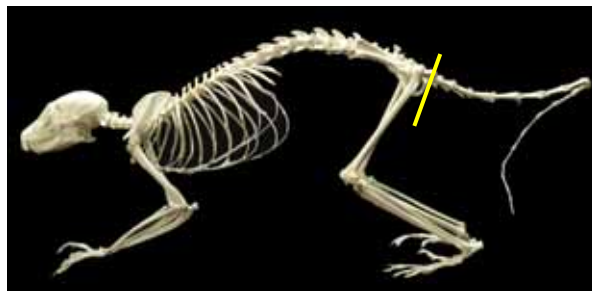
Figure 117 . Coupes tomodensitométriques n°29 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant par la 2^{ème} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° 30

passant entre les 3^{ème} et 4^{ème} vertèbres caudales.

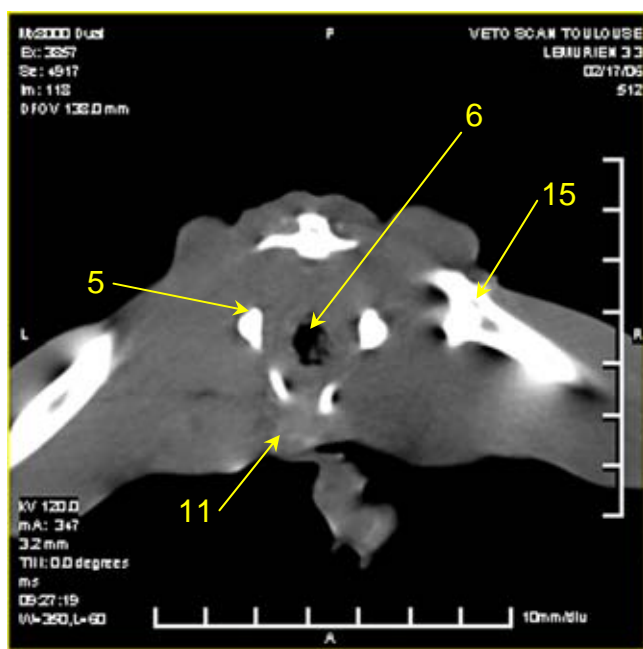
Échelle : 10/7

3,5 cm



- | | | | |
|----|----------------------------------|----|-----------------------|
| 1 | Peau | 13 | Disque intervertébral |
| 2 | Mm. sacro-coccygiens dorsaux | 14 | M. obturateur interne |
| 3 | M. fessier moyen | 15 | Fémur |
| 4 | Mm. sacro-coccygiens ventraux | 16 | M. obturateur externe |
| 5 | Ischium (tubérosité ischiatique) | 17 | Mm. adducteurs |
| 6 | Rectum | 18 | Testicule droit |
| 7 | Ischium (branche caudale) | | |
| 8 | M. bulbo-spongieux | | |
| 9 | Bulbe de l'utère | | |
| 10 | M. ischio-caverneux | | |
| 11 | Urètre pénien | | |
| 12 | Testicule gauche | | |

Figure 118 . Coupe transversale n°30 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant entre les 3^{ème} et 4^{ème} vertèbres caudales. Vue caudale de la coupe



Coupe 30A



Coupe 30B

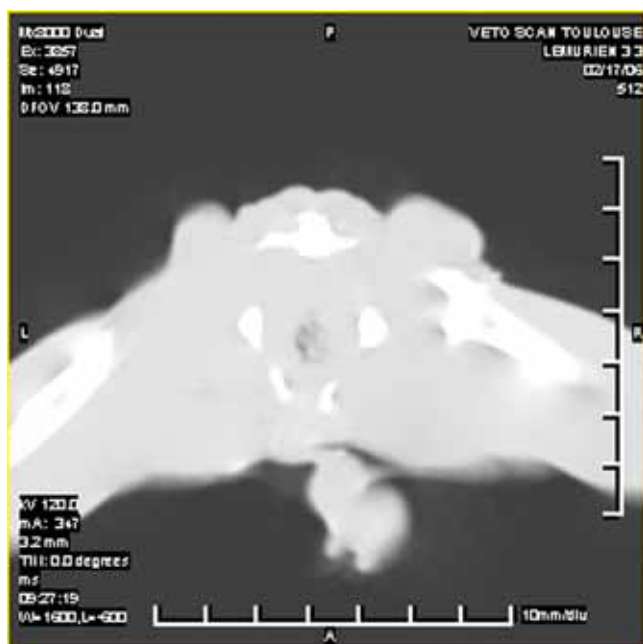


Coupe 30C



Coupe 30D

Figure 119 . Coupes tomodensitométriques n°30 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant entre les 3^{ème} et 4^{ème} vertèbres caudales. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe 30A



Coupe 30B



Coupe 30C



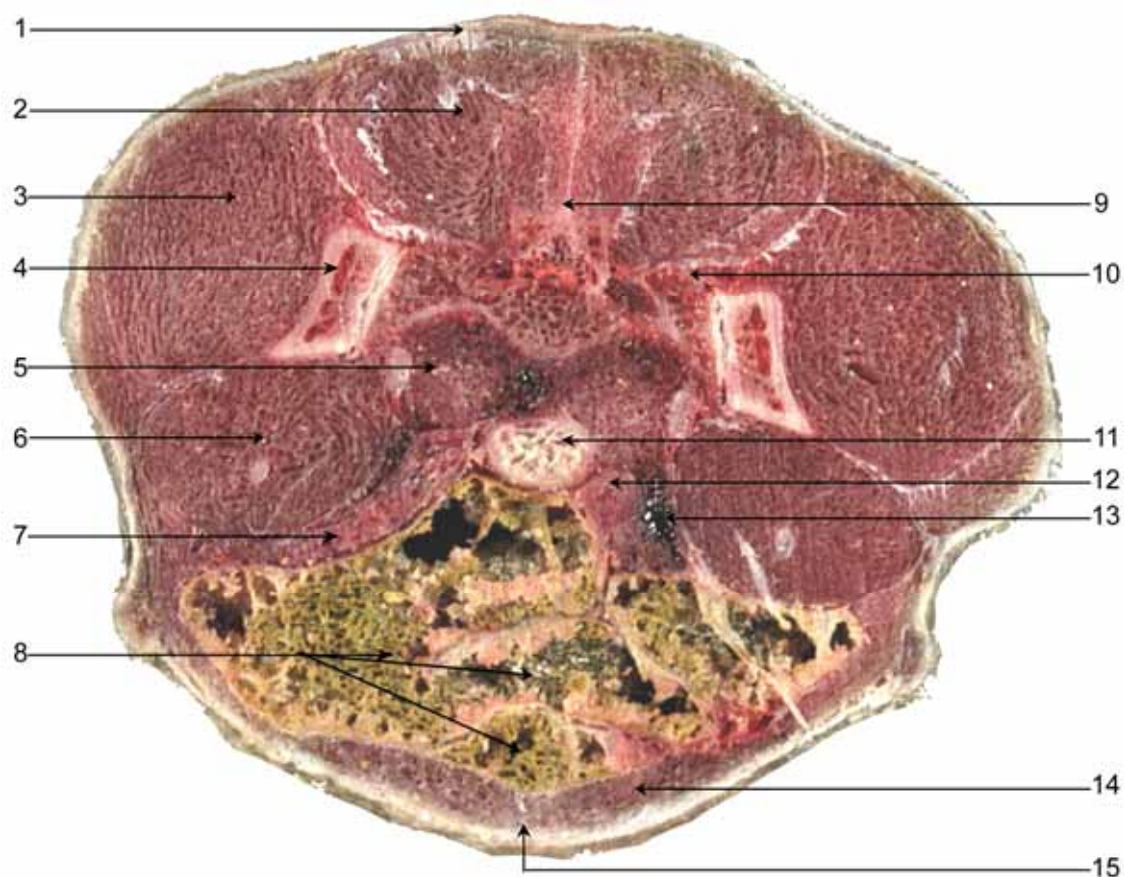
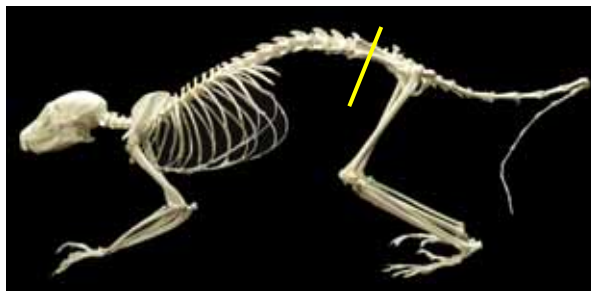
Coupe 30D

Figure 120 . Coupes tomodensitométriques n°30 du bassin d'Eulemur fulvus mâle passant entre les 3^{ème} et 4^{ème} vertèbres caudales. Vues caudales des coupes. Fenêtre noumon.

Coupe n° b1 : bassin femelle
passant par la 1^{ère} vertèbre sacrée.

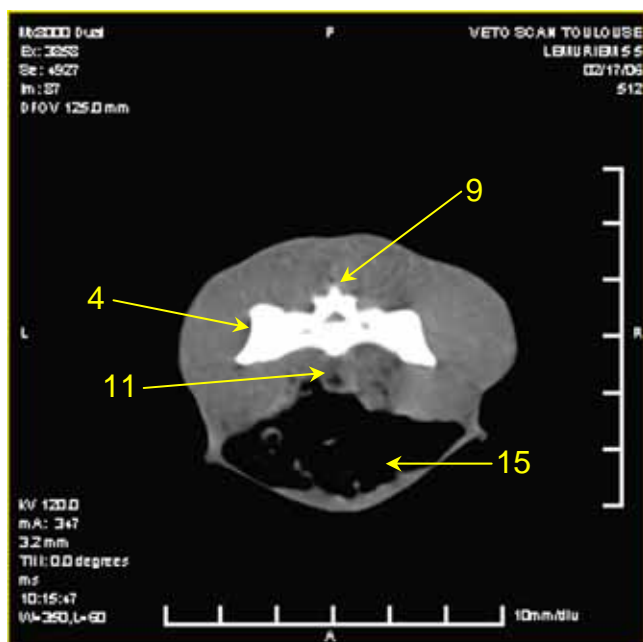
Échelle : 10/7

3,5 cm

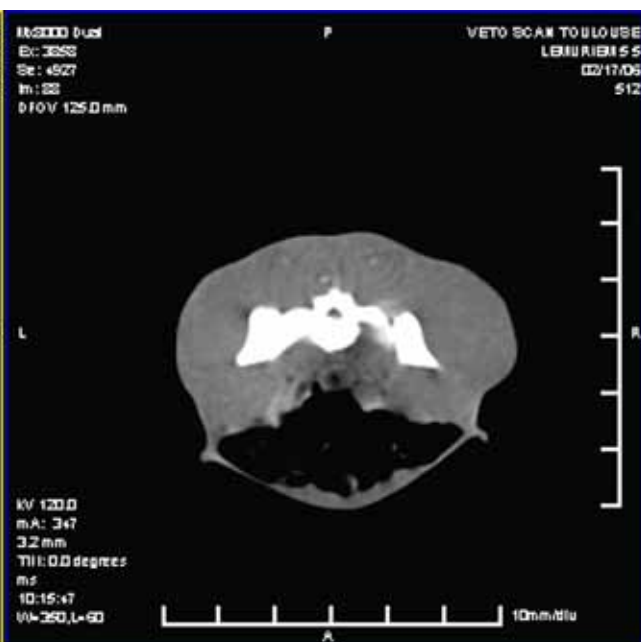


1	Peau	9	Crête sacrale médiane
2	M. redresseur du rachis	10	Crête sacrale latérale
3	M. fessier moyen	11	Colon descendant
4	Ilium	12	Corne droite de l'utérus
5	Mm. sacro-coccygiens ventraux	13	A. vaginale (rameau utérin)
6	Mm. ilio-psoas	14	M. droit de l'abdomen
7	Corne gauche de l'utérus	15	Ligne blanche
8	Jéjunum		

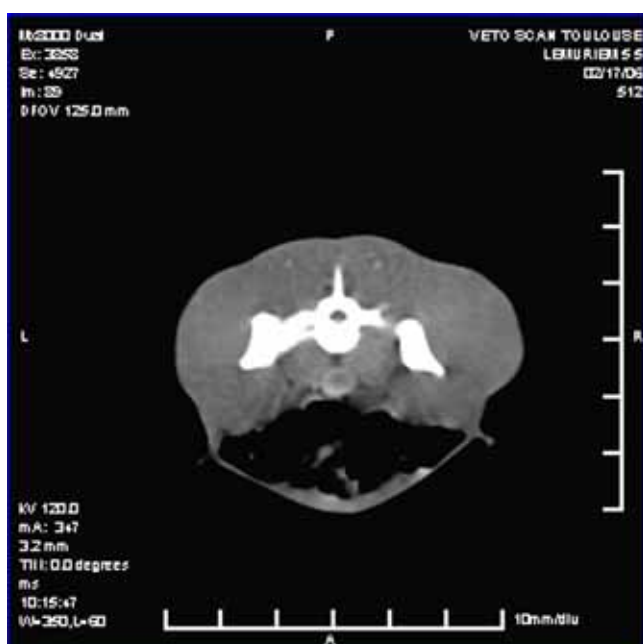
Figure 121 . Coupe transversale n°b1 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre sacrée. Vue caudale de la coupe



Coupe b1A



Coupe b1B



Coupe b1C

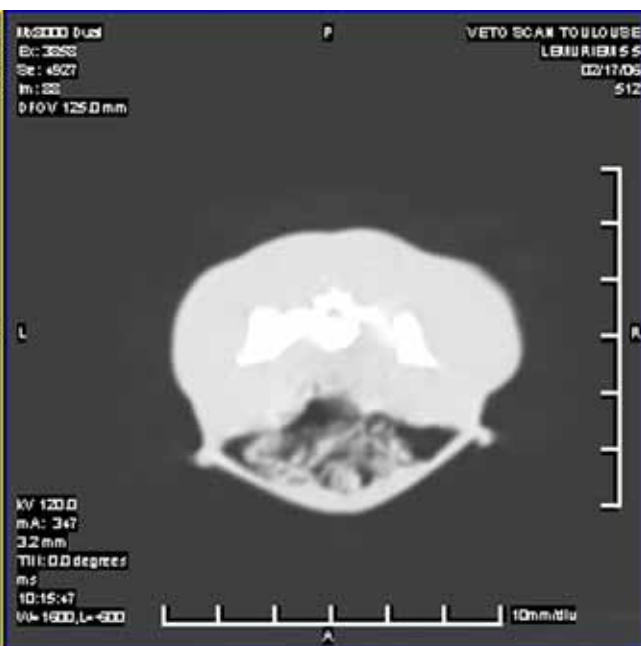


Coupe b1D

Figure 122 . Coupes tomodensitométriques n°b1 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe b1A



Coupe b1B



Coupe b1C



Coupe b1D

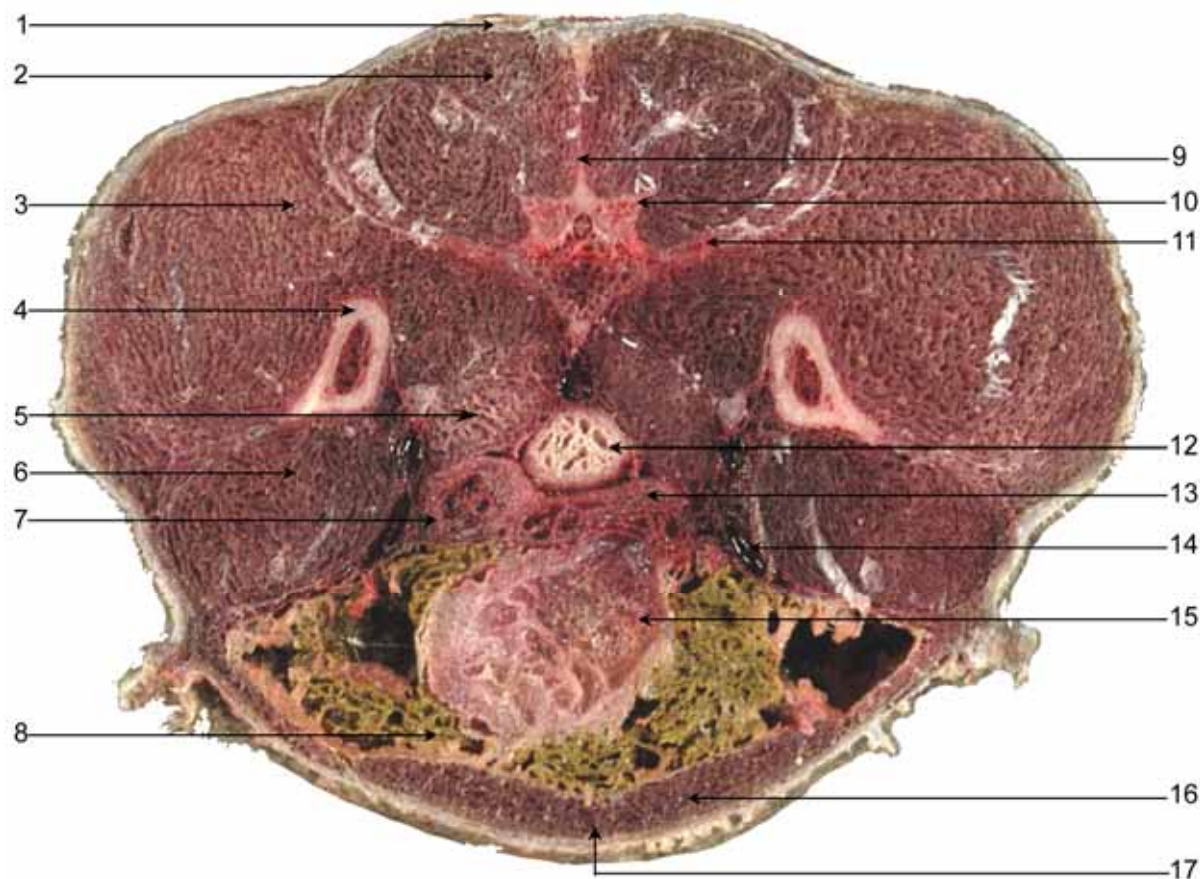
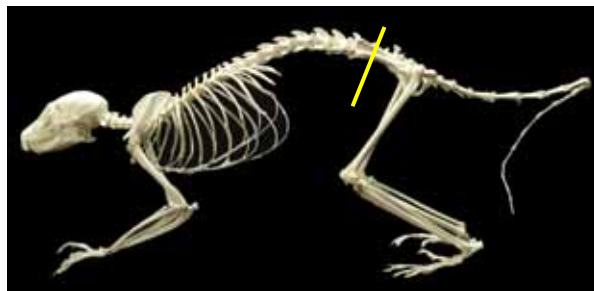
Figure 123 . Coupes tomodensitométriques n°b1 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b2 : bassin femelle

passant entre les 1^{ère} et 2^{ème} vertèbres sacrées.

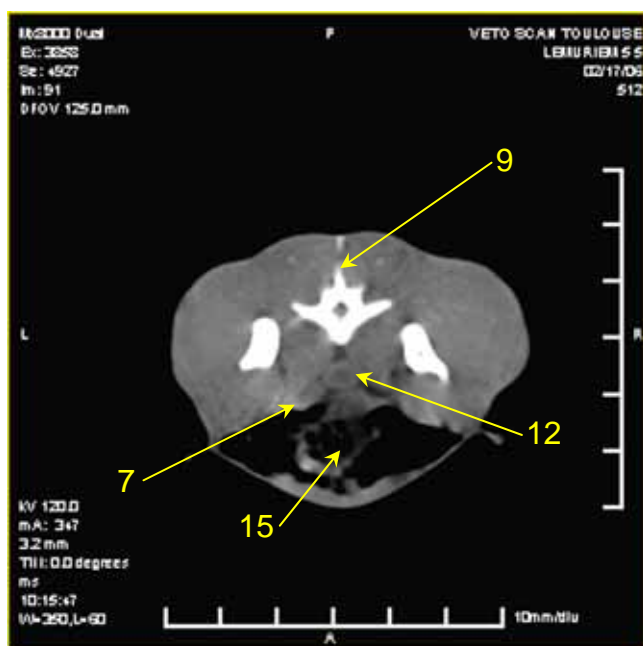
Échelle : 10/7

3,5 cm



1	Peau	9	Crête sacrale médiane
2	M. redresseur du rachis	10	Crête sacrale intermédiaire
3	M. fessier moyen	11	Crête sacrale latérale
4	Ilium	12	Colon descendant
5	Mm. sacro-coccygiens ventraux	13	Corne droite de l'utérus
6	Mm. ilio-psoas	14	A. vaginale (rameau utérin)
7	Corne gauche de l'utérus	15	Vessie
8	Jéjunum	16	M. droit de l'abdomen
		17	Ligne blanche

Figure 124 . Coupe transversale n°b2 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant entre les 1^{ère} et 2^{ème} vertèbres sacrées. Vue caudale de la coupe



Coupe b2A



Coupe b2B



Coupe b2C



Coupe b2D

Figure 125 . Coupes tomodensitométriques n°b2 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant entre les 1^{ère} et 2^{ème} vertèbres sacrées. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe b2A



Coupe b2B



Coupe b2C



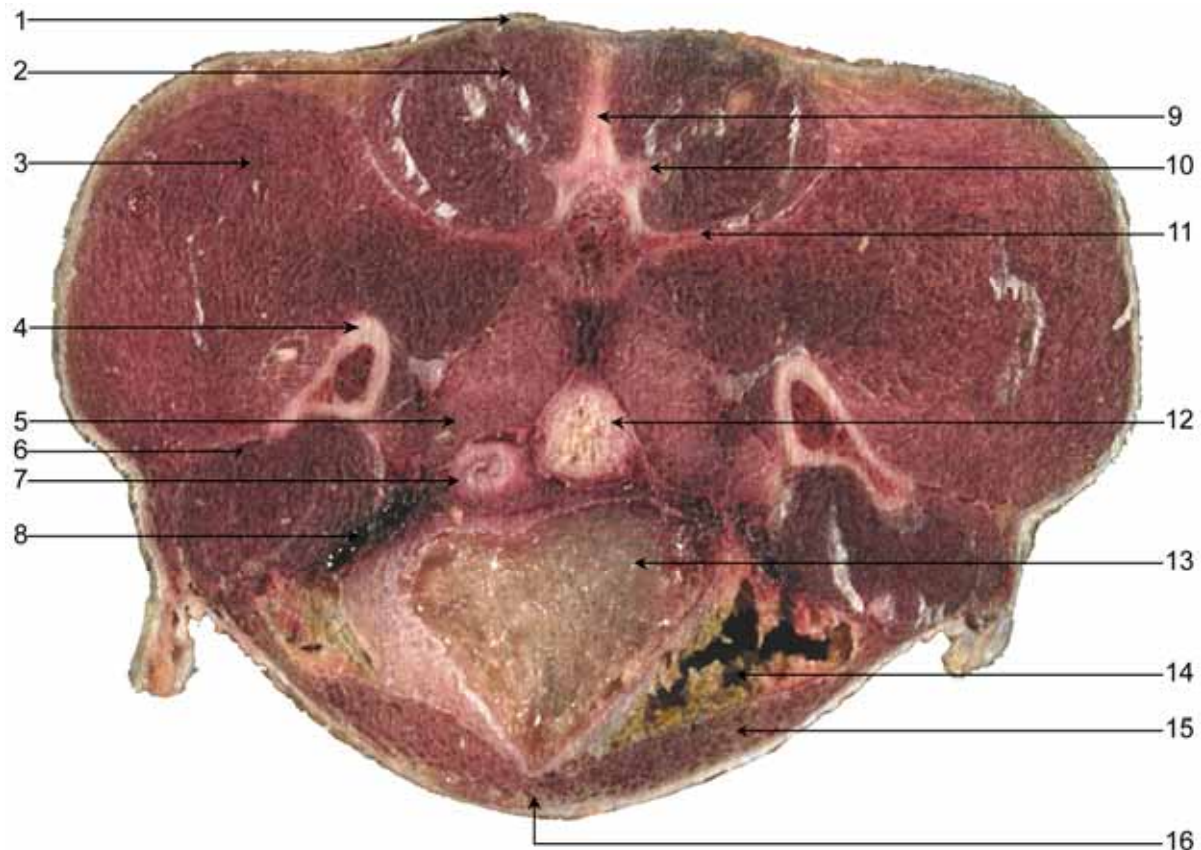
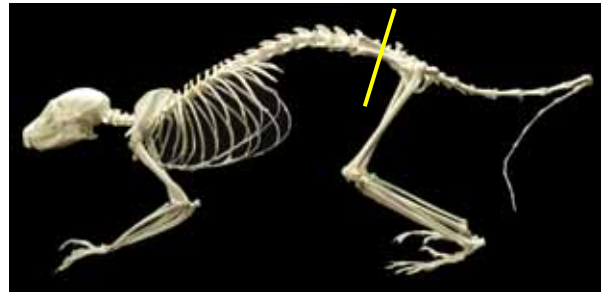
Coupe b2D

Figure 126 . Coupes tomodensitométriques n°b2 du bassin d'*Eulemur fulvus* femelle passant entre les 1^{ère} et 2^{ème} vertèbres sacrées. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b3 : bassin femelle
passant par la 2^{ème} vertèbre sacrée.

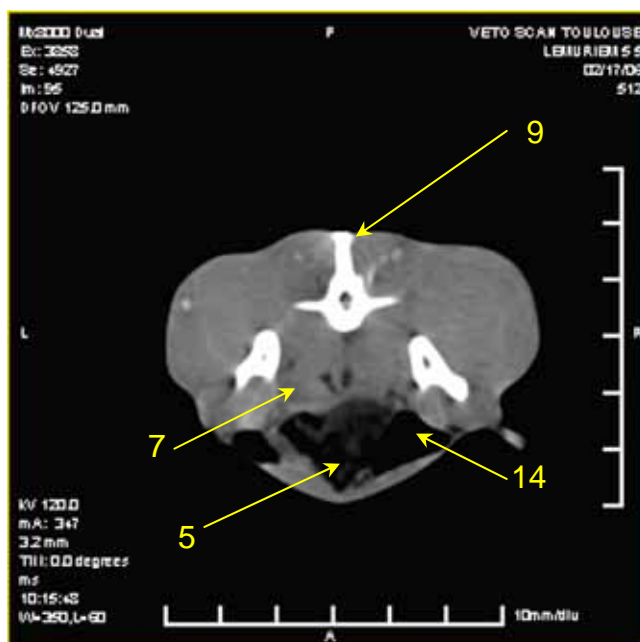
Échelle : 10/7

3,5 cm



- | | | | |
|---|-------------------------------|----|-----------------------------|
| 1 | Peau | 9 | Crête sacrale médiane |
| 2 | M. redresseur du rachis | 10 | Crête sacrale intermédiaire |
| 3 | M. fessier moyen | 11 | Crête sacrale latérale |
| 4 | Ilium | 12 | Colon descendant |
| 5 | Mm. sacro-coccygiens ventraux | 13 | Vessie |
| 6 | Mm. ilio-psoas | 14 | Jéjunum |
| 7 | Corps de l'utérus | 15 | M. droit de l'abdomen |
| 8 | A. vésicale moyenne | 16 | Ligne blanche |

Figure 127 . Coupe transversale n°b3 du bassin d'*Eulemur fulvus* femelle passant par la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vue caudale de la coupe



Coupe b3A



Coupe b3B



Coupe b3C



Coupe b3D

Figure 128 . Coupes tomodensitométriques n°b3 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe b3A

Coupe b3B



Coupe b3C

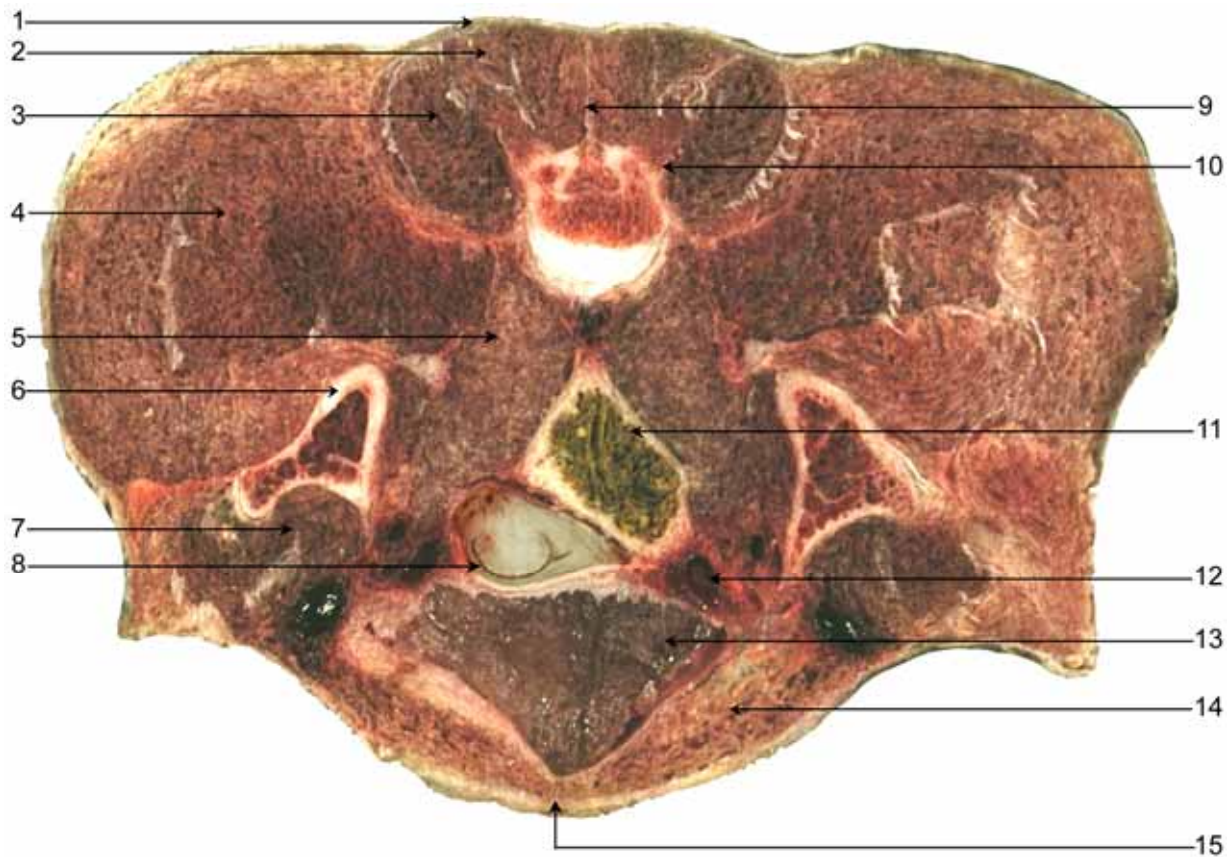
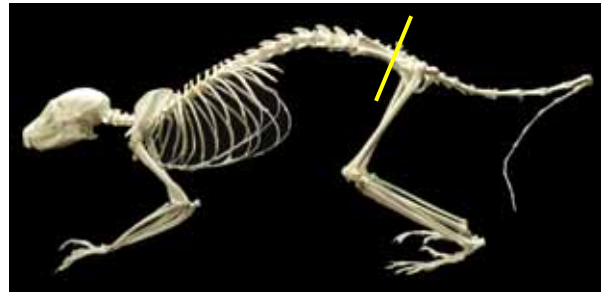
Coupe b3D

Figure 129 . Coupes tomодensitométriques n°b3 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 2^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b4 : bassin femelle
passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée.

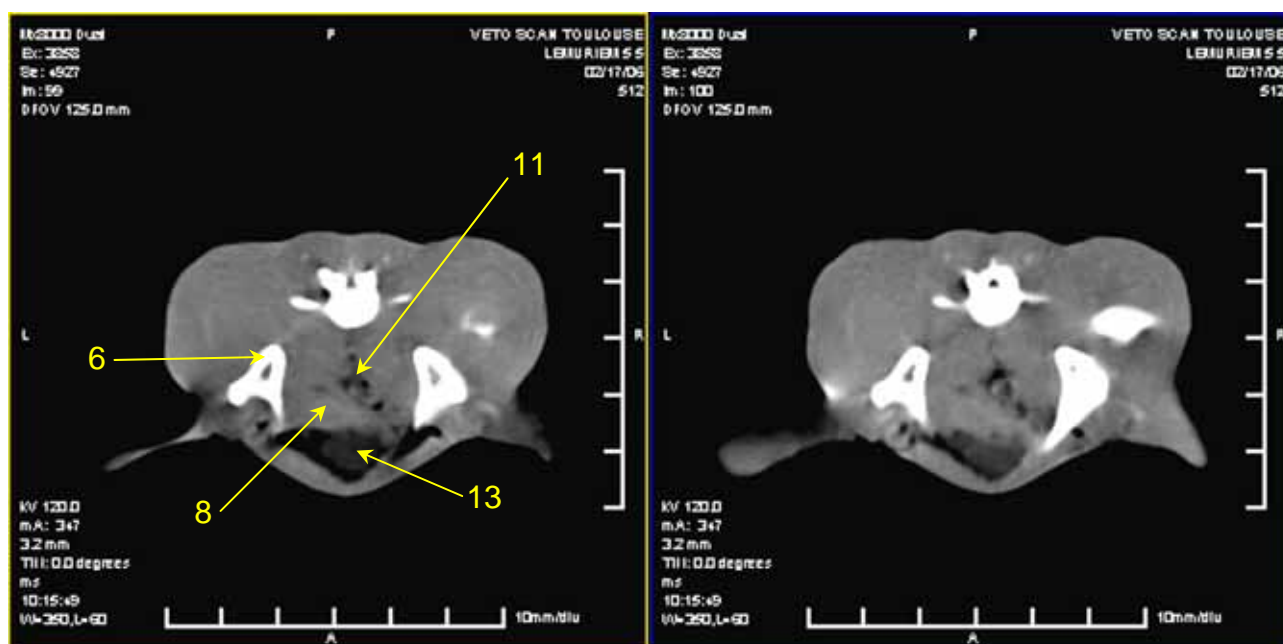
Échelle : 10/7

3,5 cm



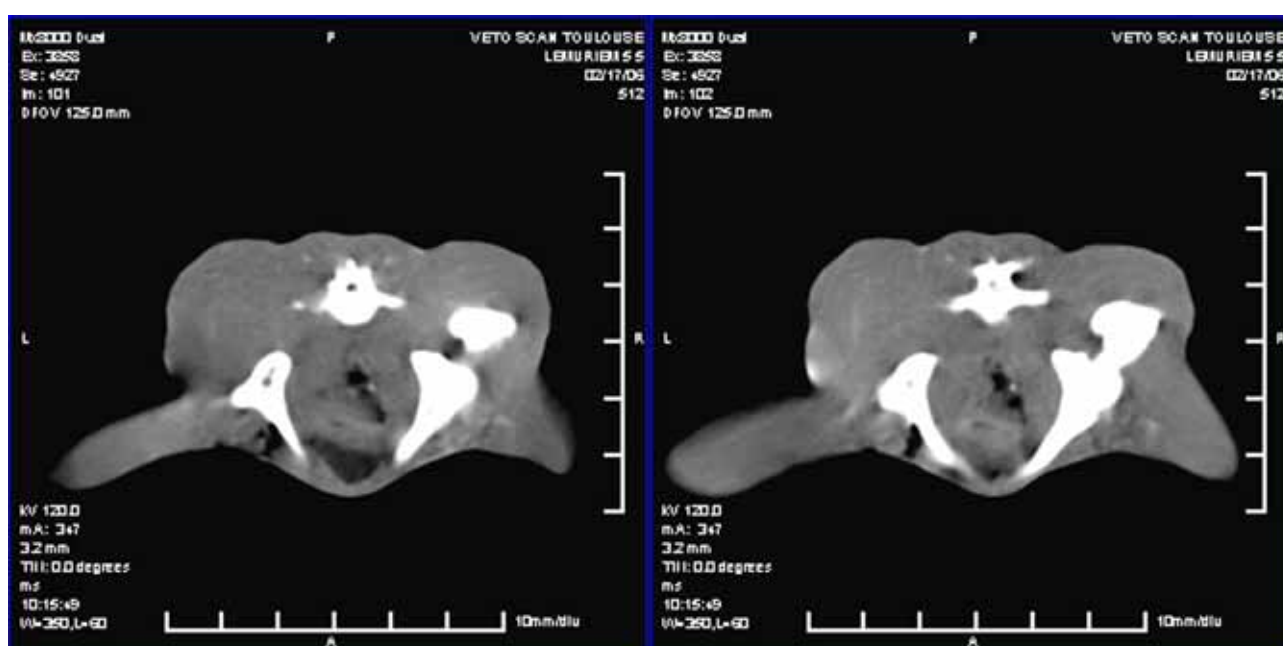
- | | | | |
|---|-------------------------------|----|-----------------------------|
| 1 | Peau | 9 | Crête sacrale médiane |
| 2 | M. redresseur du rachis | 10 | Crête sacrale intermédiaire |
| 3 | Mm. sacro-coccygiens dorsaux | 11 | Rectum |
| 4 | M. fessier moyen | 12 | A. et V. vaginales |
| 5 | Mm. sacro-coccygiens ventraux | 13 | Vessie |
| 6 | Ilium | 14 | M. droit de l'abdomen |
| 7 | Mm. ilio-psoas | 15 | Ligne blanche |
| 8 | Col de l'utérus | | |

Figure 130 . Coupe transversale n°b4 du bassin d'*Eulemur fulvus* femelle passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée. Vue caudale de la coupe



Coupe b4A

Coupe b4B



Coupe b4C

Coupe b4D

Figure 131 . Coupes tomodensitométriques n°b4 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



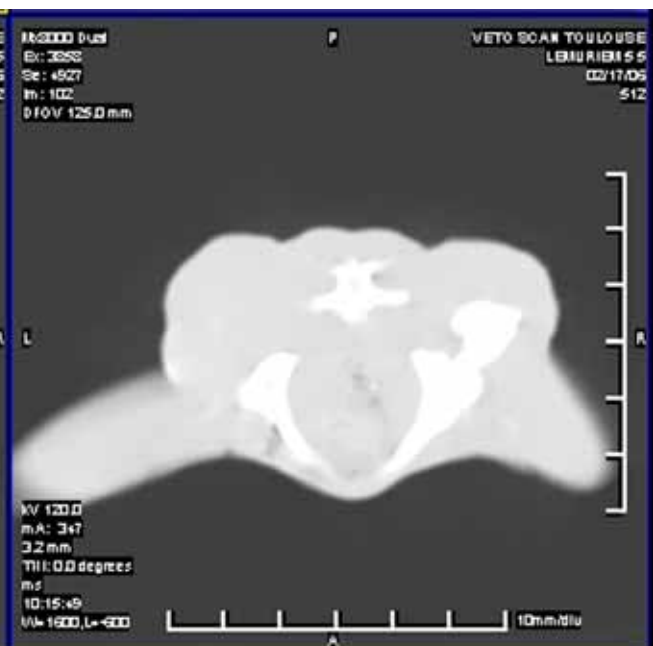
Coupe b4A



Coupe b4B



Coupe b4C



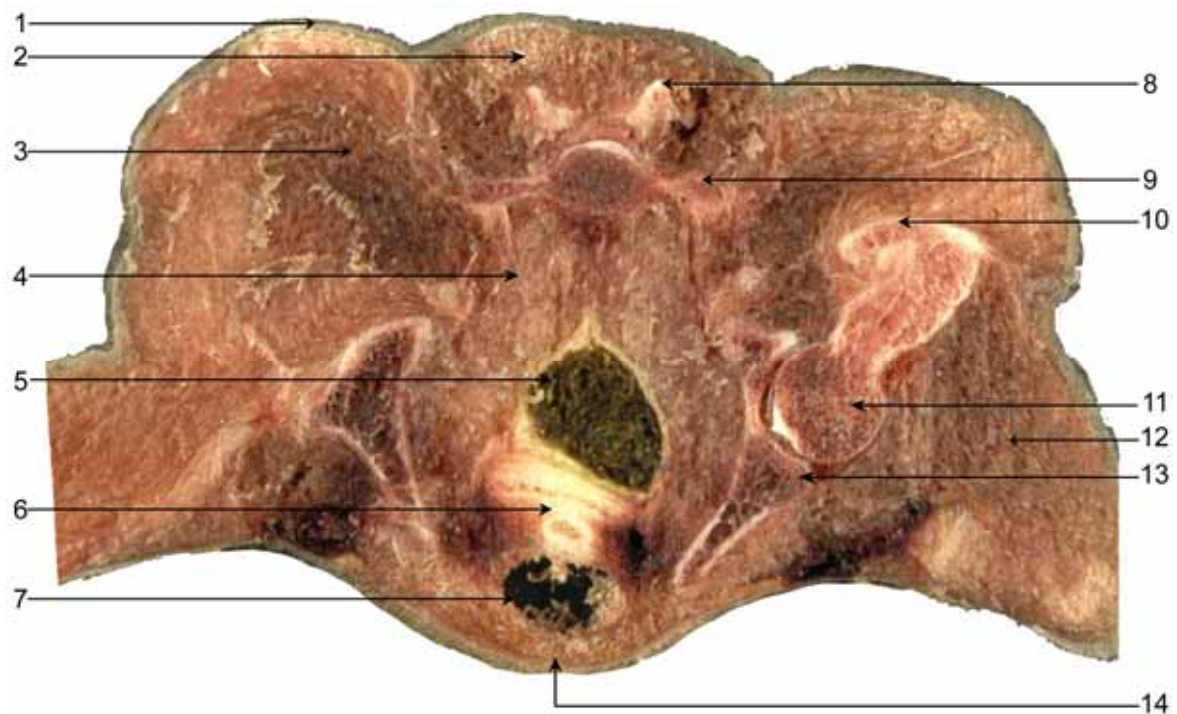
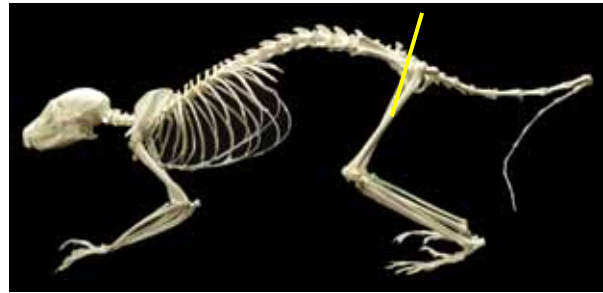
Coupe b4D

Figure 132 . Coupes tomodensitométriques n°b4 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 3^{ème} vertèbre sacrée. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b5 : bassin femelle
passant par la 1^{ère} vertèbre caudale.

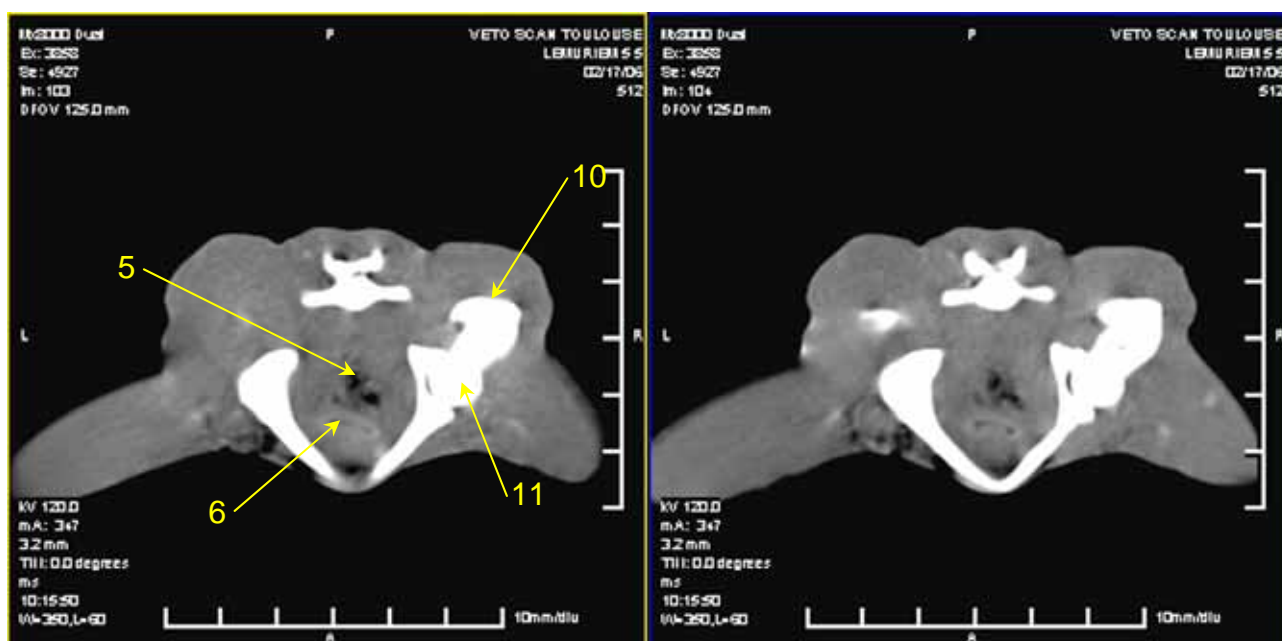
Échelle : 10/7

3,5 cm



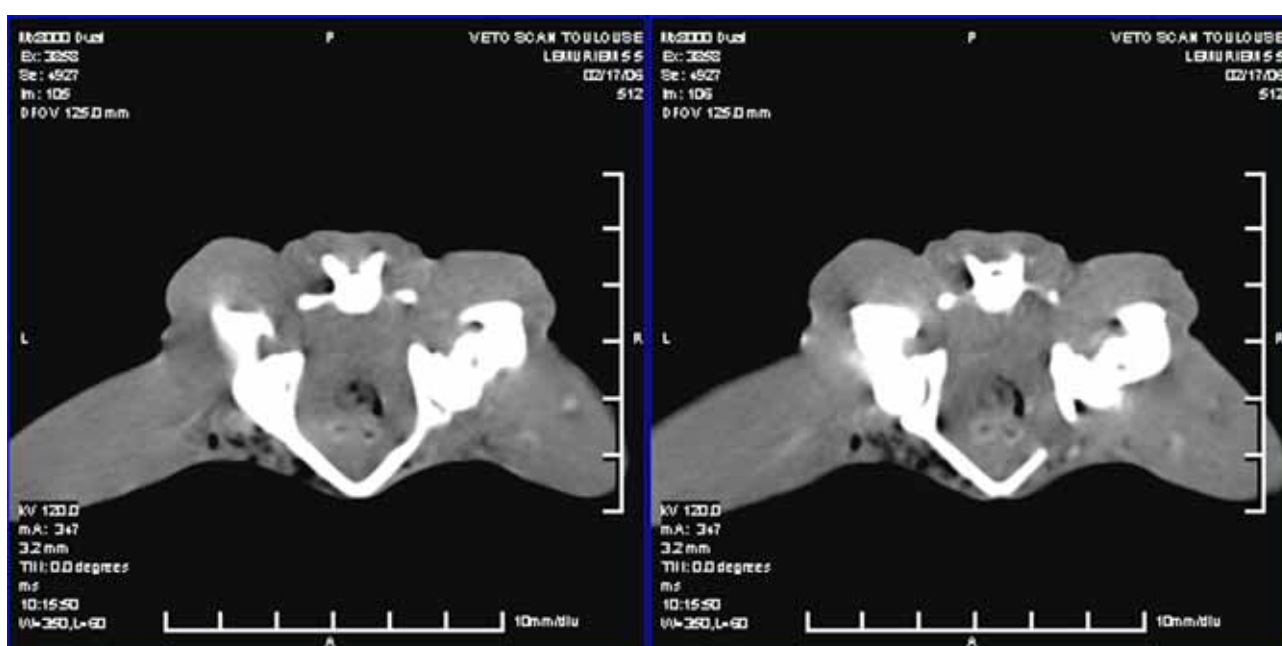
- | | | | |
|---|---|----|-----------------------------|
| 1 | Peau | 8 | Crête sacrale intermédiaire |
| 2 | Mm. sacro-coccygiens dorsaux | 9 | Crête sacrale latérale |
| 3 | M. fessier moyen | 10 | Grand trochanter |
| 4 | Mm. sacro-coccygiens et coccygiens ventraux | 11 | Tête du fémur |
| 5 | Recum | 12 | M. biceps fémoral |
| 6 | Vagin | 13 | Acétabulum |
| 7 | Vessie | 14 | Ligne blanche |

Figure 133 . Coupe transversale n°b5 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vue caudale de la coupe



Coupe b5A

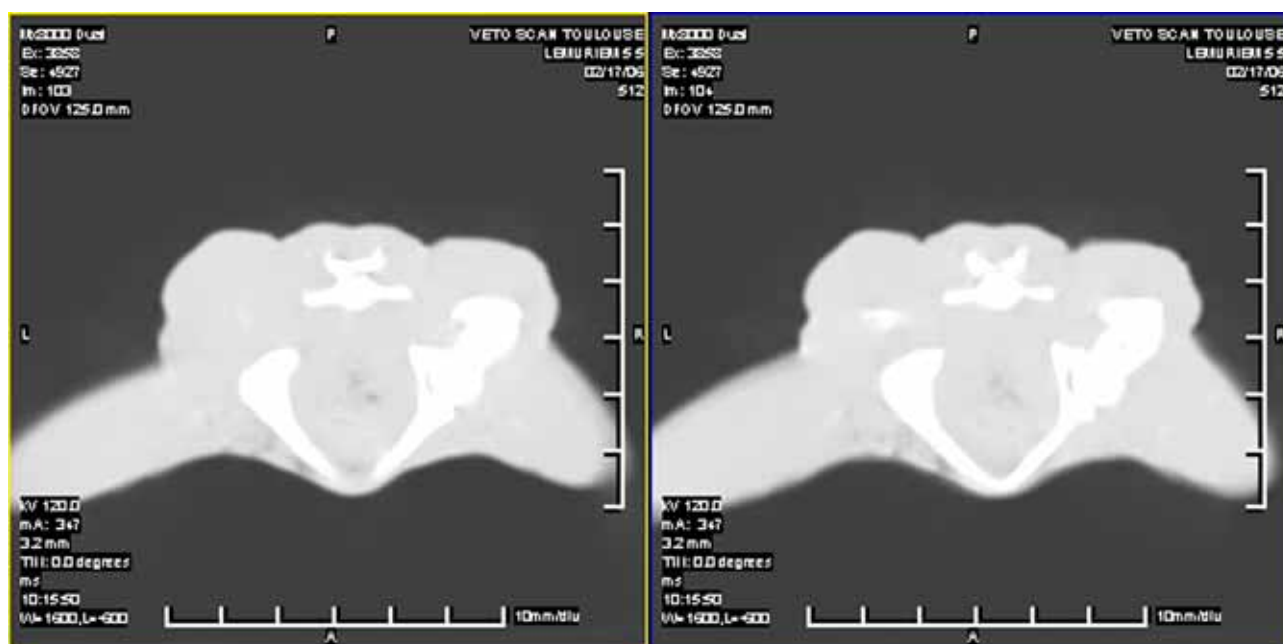
Coupe b5B



Coupe b5C

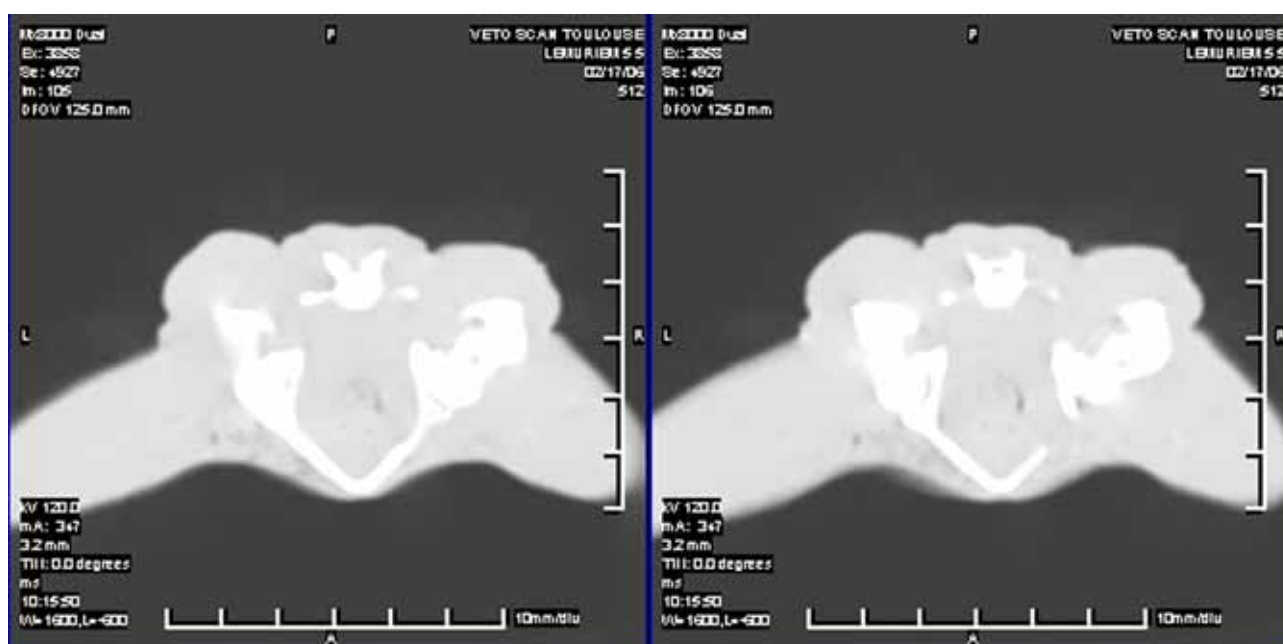
Coupe b5D

Figure 134 . Coupes tomodensitométriques n°b5 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe b5A

Coupe b5B



Coupe b5C

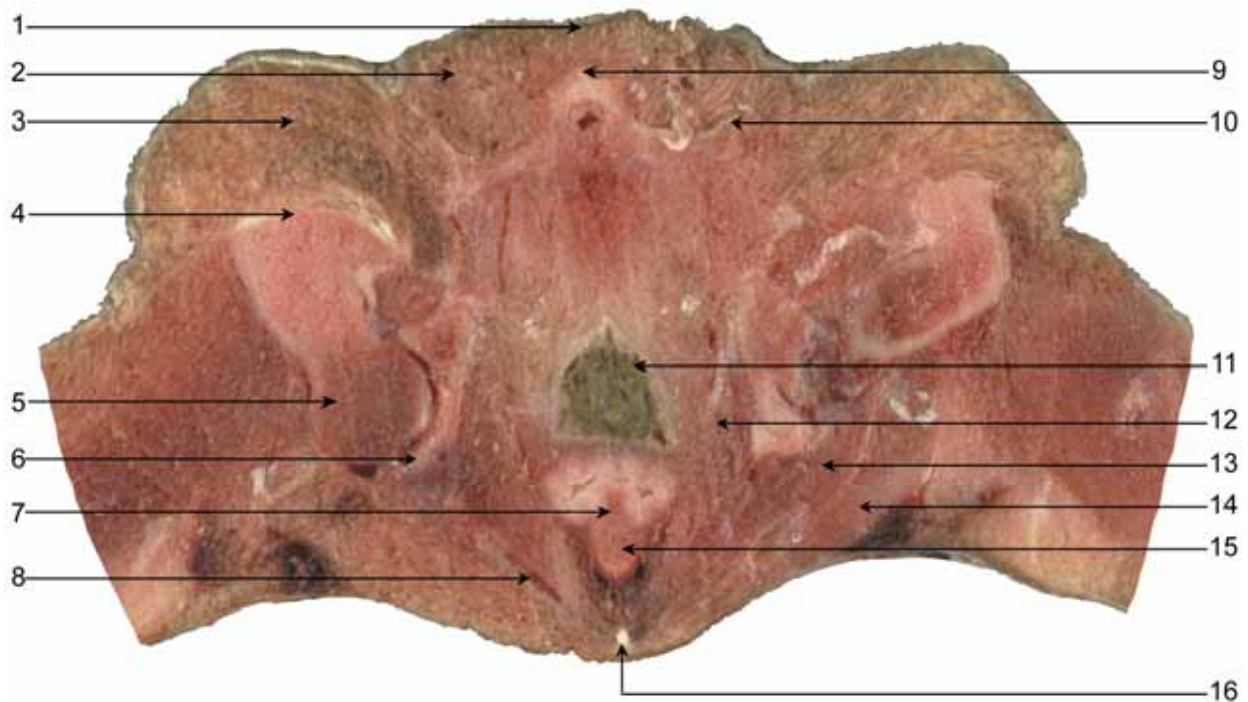
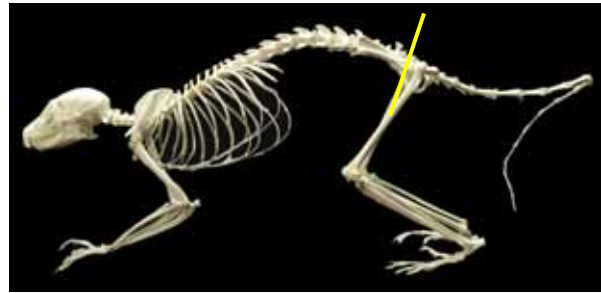
Coupe b5D

Figure 135. Coupes tomодensitométriques n°b5 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b6 : bassin femelle
passant par la 1^{ère} vertèbre caudale.

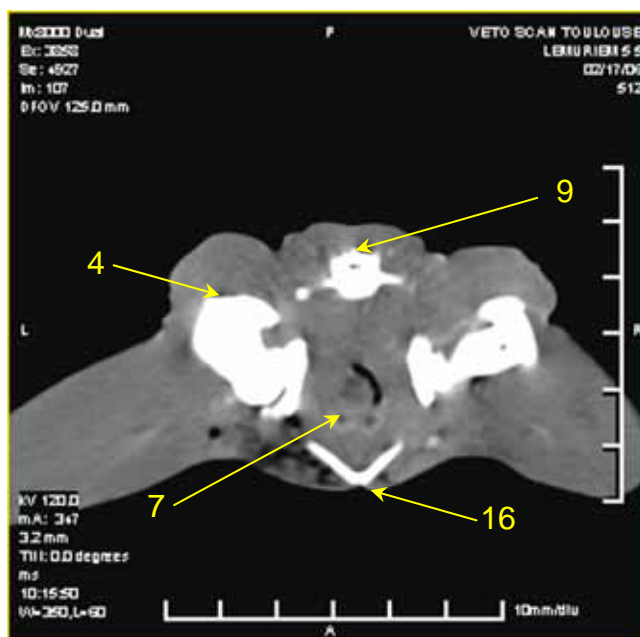
Échelle : 10/7

3,5 cm

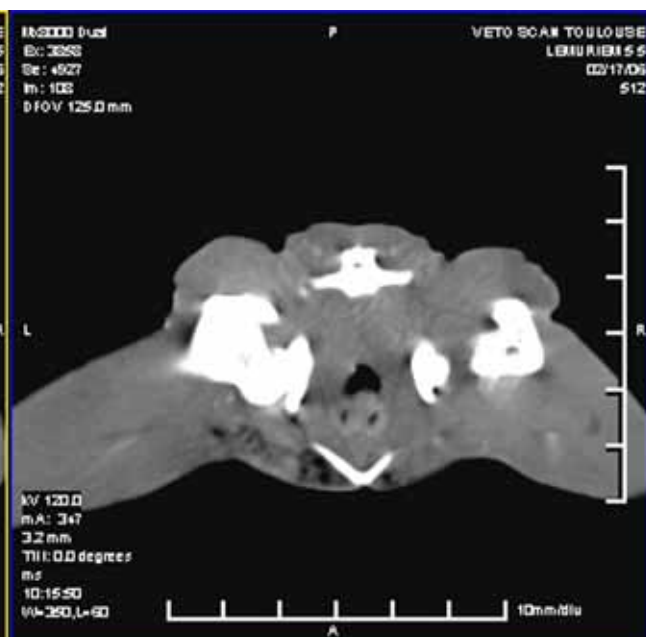


1	Peau	9	Crête sacrale médiane
2	Mm. sacro-coccygiens dorsaux	10	Crête sacrale latérale
3	M. fessier moyen	11	Rectum
4	Grand trochanter	12	M. obturateur interne
5	Tête du fémur	13	M. obturateur externe
6	Acétabulum	14	Mm. adducteurs
7	Vagin	15	Urètre
8	Branche de l'ischium	16	Symphyse pubienne

Figure 136 . Coupe transversale n°b6 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vue caudale de la coupe



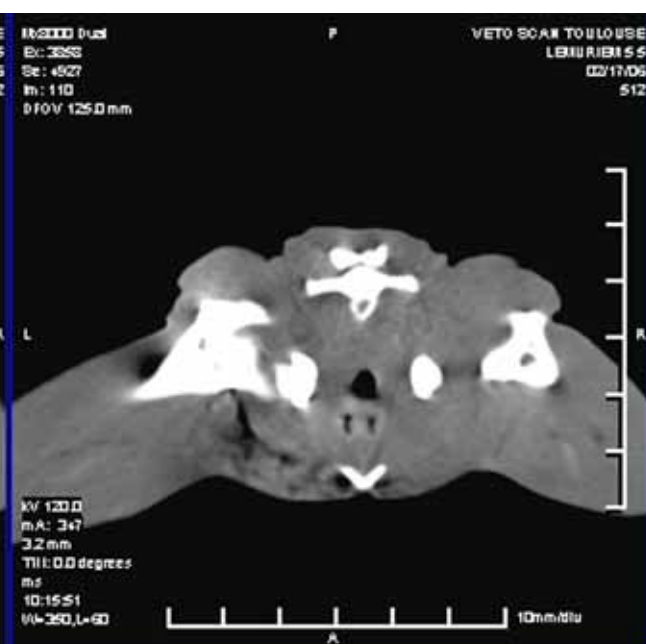
Coupe b6A



Coupe b6B

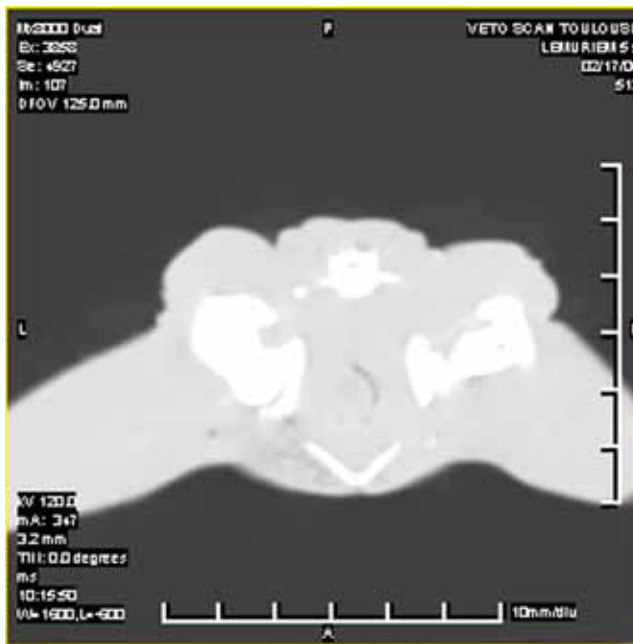


Coupe b6C

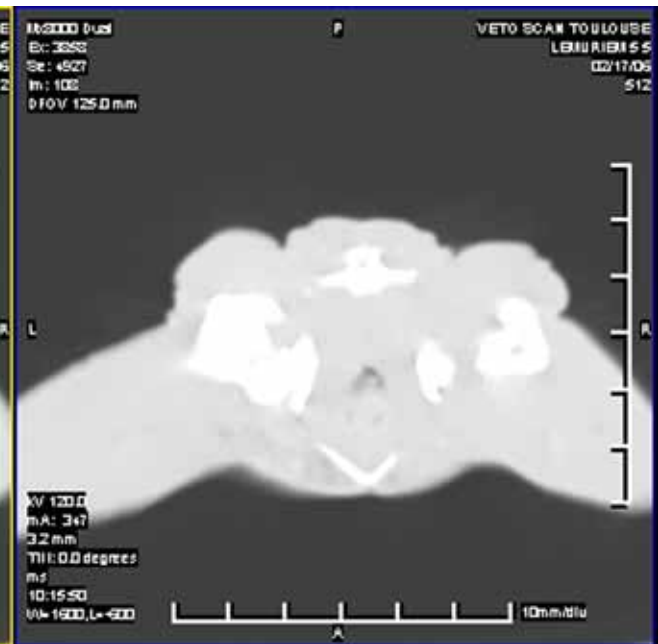


Coupe b6D

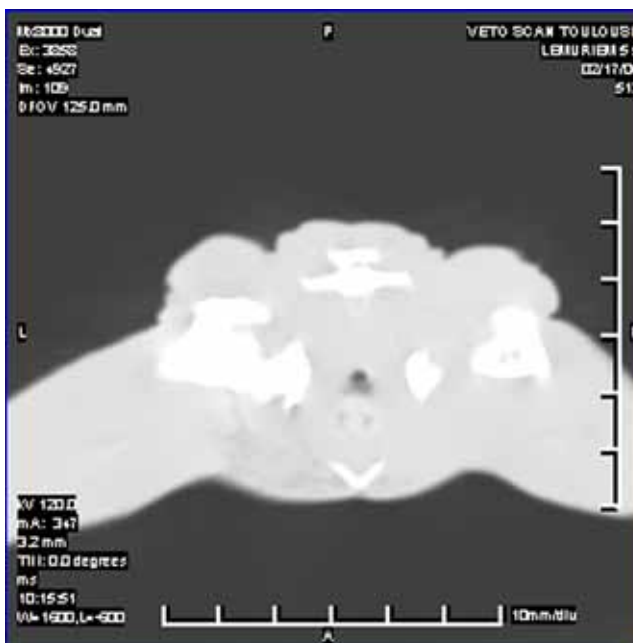
Figure 137. Coupes tomodensitométriques n°b6 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



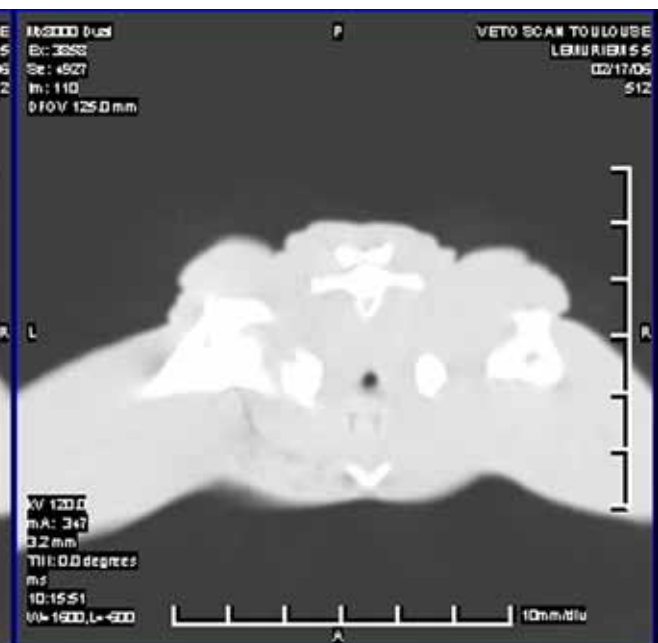
Coupe b6A



Coupe b6B



Coupe b6C



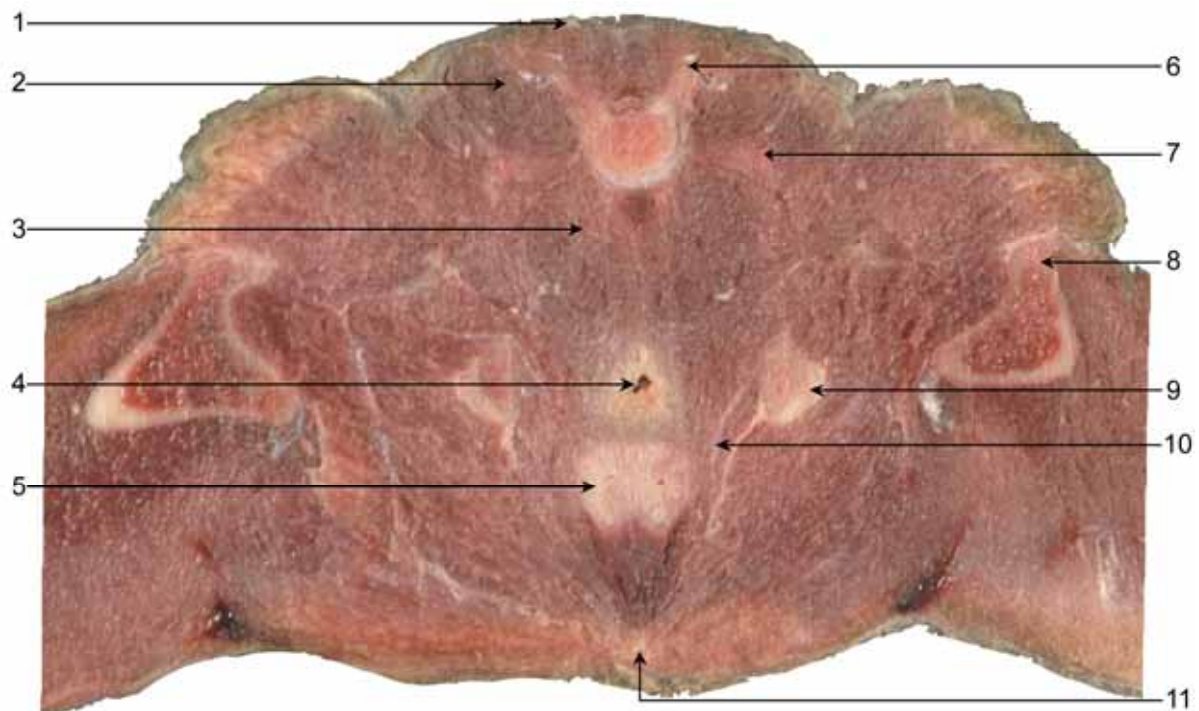
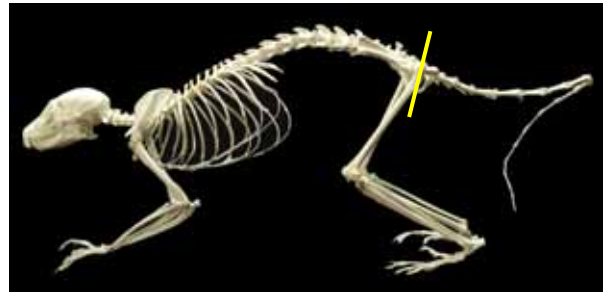
Coupe b6D

Figure 138 . Coupes tomodensitométriques n°b6 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 1^{ère} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b7: bassin femelle
passant par la 2^{ème} vertèbre caudale.

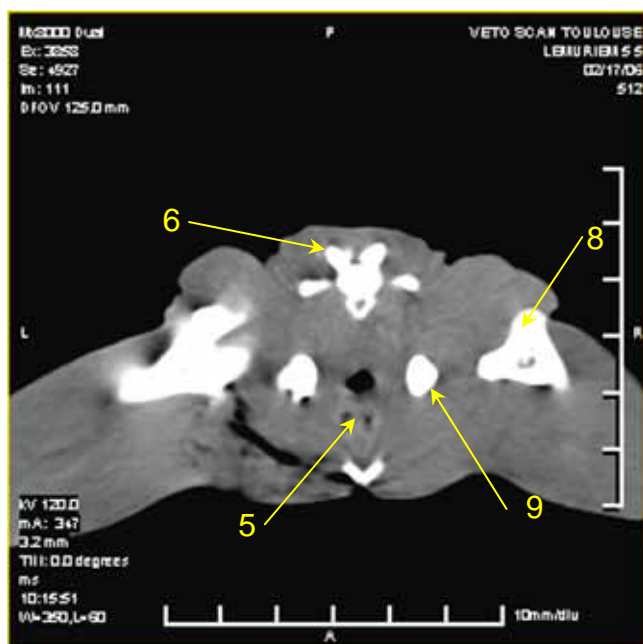
Échelle : 10/7

3,5 cm



1	Peau	6	Crête sacrale intermédiaire
2	Mm. sacro-coccygiens dorsaux	7	Crête sacrale latérale
3	Mm. sacro-coccygiens et coccygiens ventraux	8	Fémur
4	Canal anal	9	Ischium
5	Vestibule du vagin	10	M. obturateur interne
		11	Symphyse pubienne

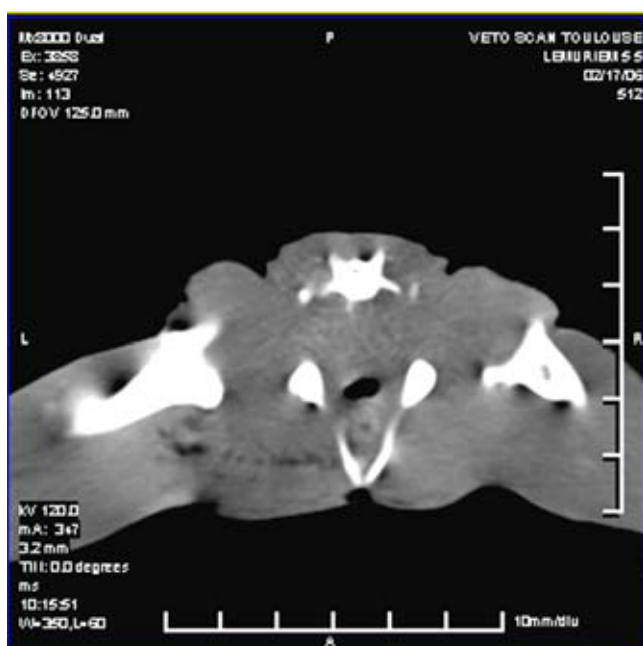
Figure 139 . Coupe transversale n°b7 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 2^{ème} vertèbre caudale. Vue caudale de la coupe



Coupe b7A



Coupe b7B

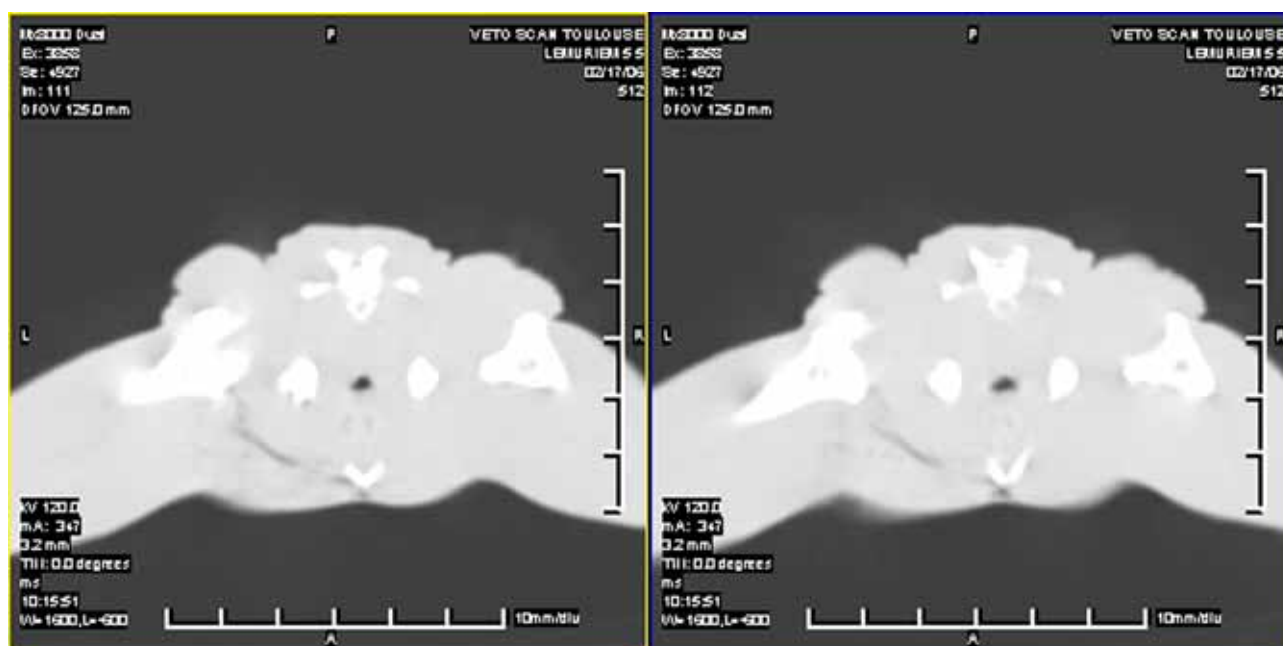


Coupe b7C



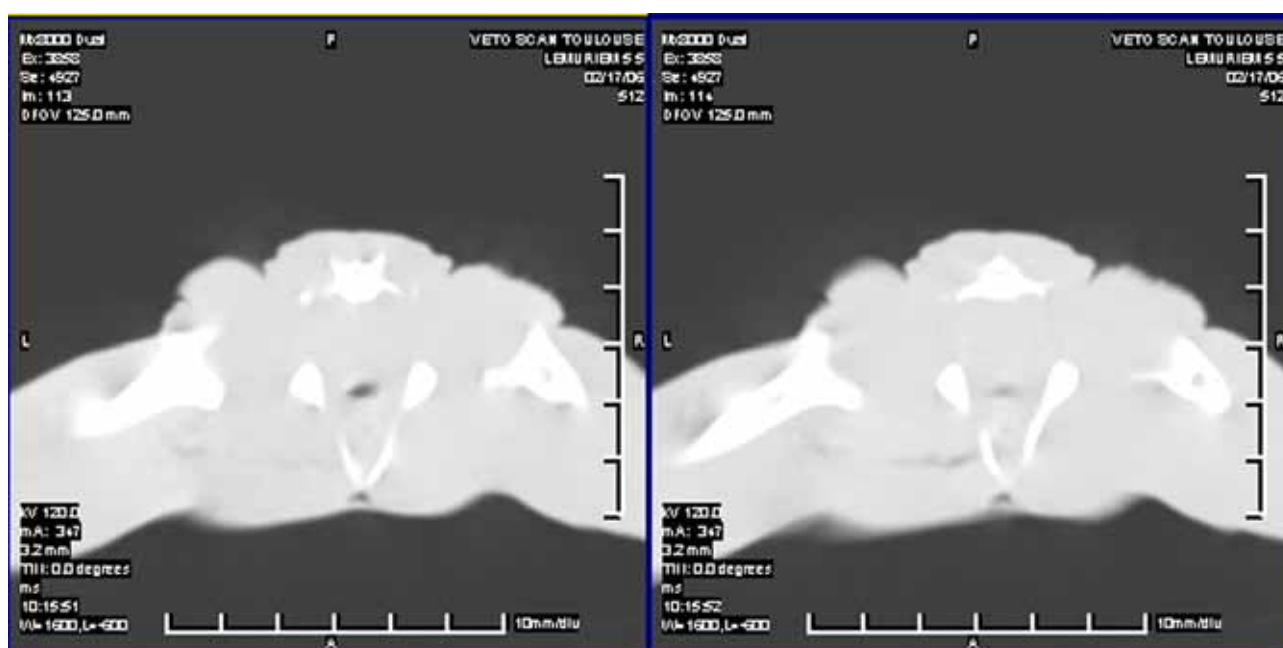
Coupe b7D

Figure 140 . Coupes tomodensitométriques n°b7 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 2^{ème} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe b7A

Coupe b7B



Coupe b7C

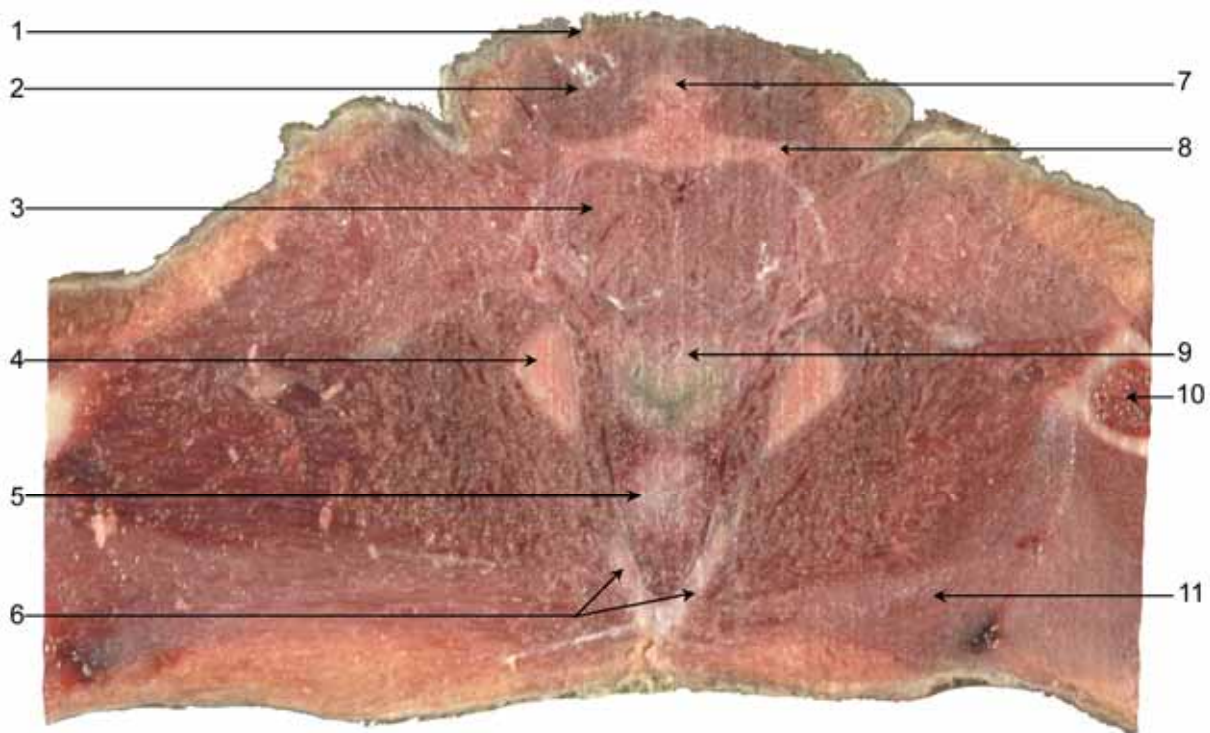
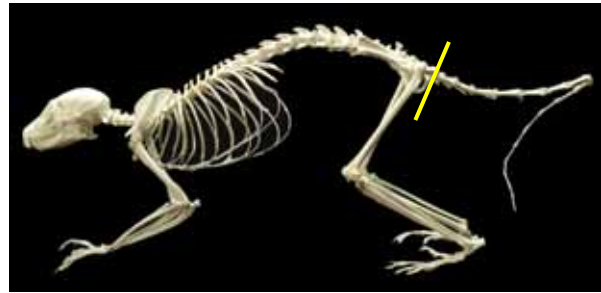
Coupe b7D

Figure 141. Coupes tomodensitométriques n°b7 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 2^{ème} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b8 : bassin femelle
passant par la 3^{ème} vertèbre caudale.

Échelle : 10/7

3,5 cm



- | | | | |
|---|----------------------------------|----|------------------------|
| 1 | Peau | 7 | Crête sacrale médiane |
| 2 | Mm. sacro-coccygiens dorsaux | 8 | Crête sacrale latérale |
| 3 | Mm. sacro-coccygiens ventraux | 9 | Anus |
| 4 | Ischium (tubérosité ischiatique) | 10 | Fémur |
| 5 | Vestibule du vagin | 11 | Mm. adducteurs |
| 6 | Branches de l'ischium | | |

Figure 142 . Coupe transversale n°b8 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 3^{ème} vertèbre caudale. Vue caudale de la coupe



Coupe b8A



Coupe b8B

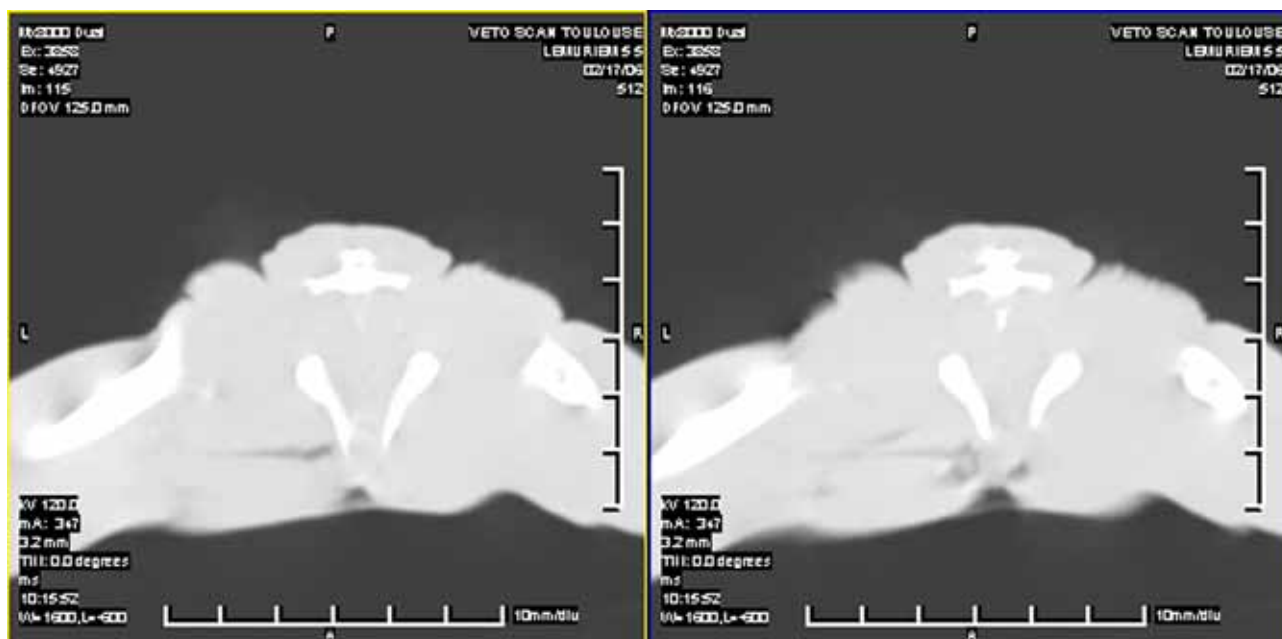


Coupe b8C



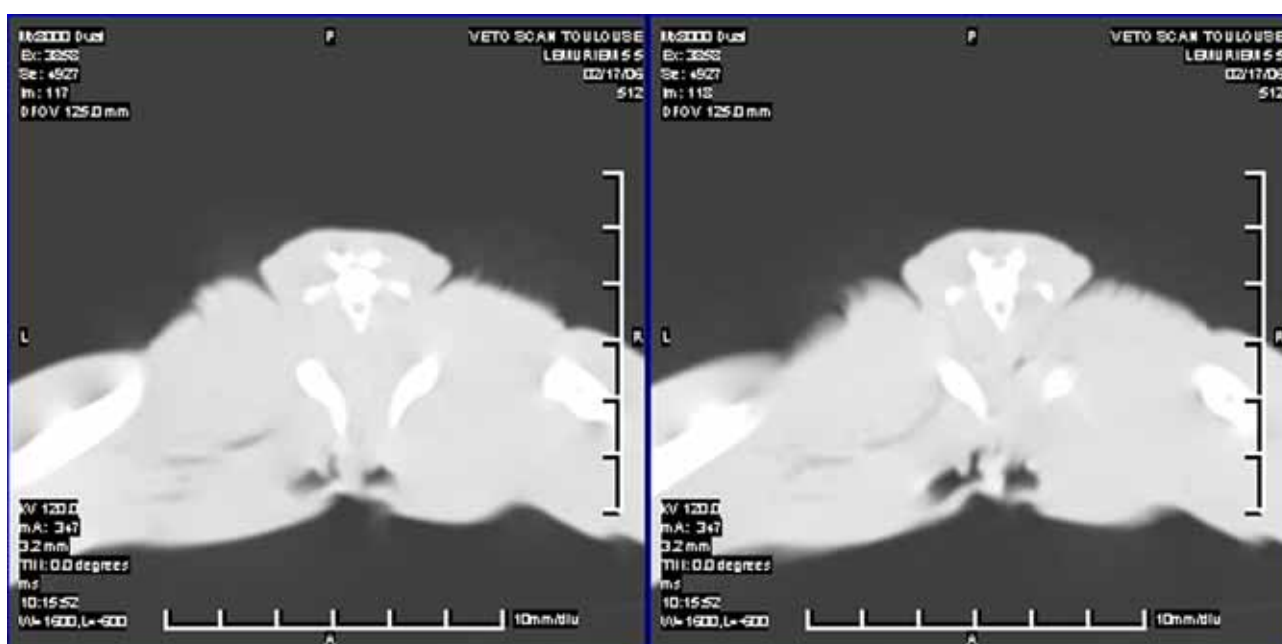
Coupe b8D

Figure 143 . Coupes tomodensitométriques n°b8 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 3^{ème} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre abdomen.



Coupe b8A

Coupe b8B



Coupe b8C

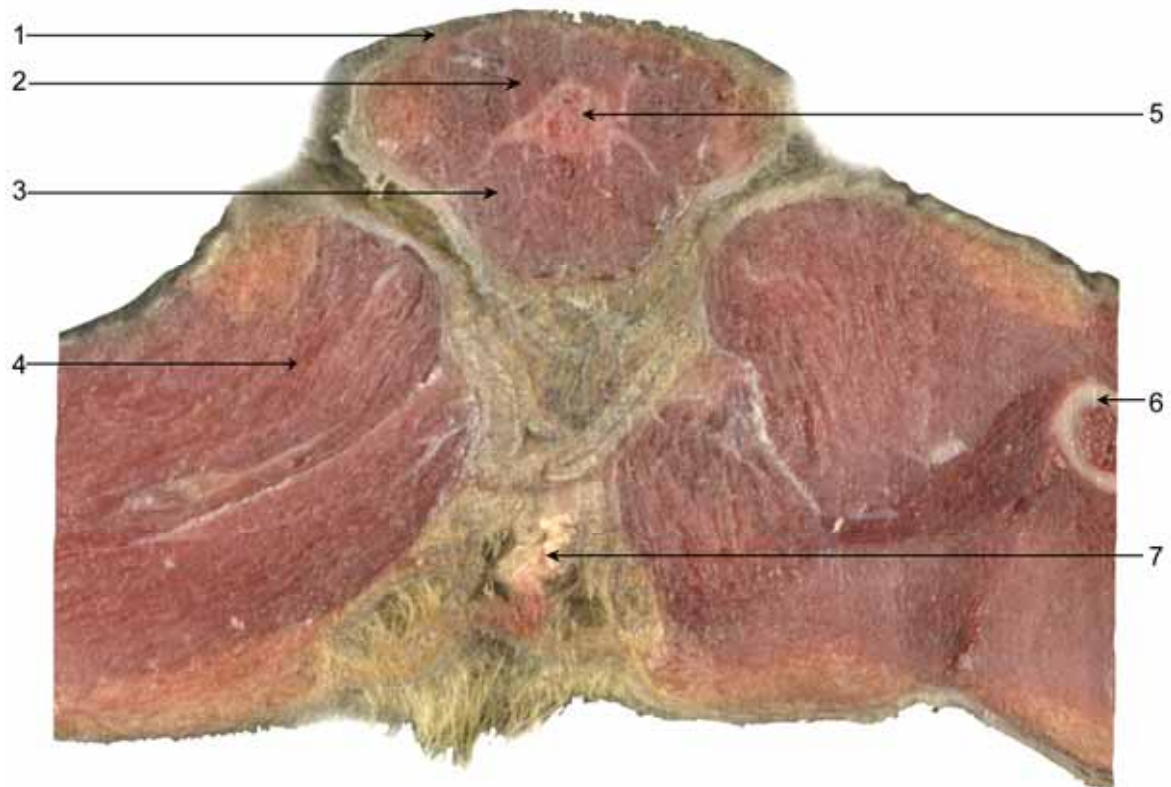
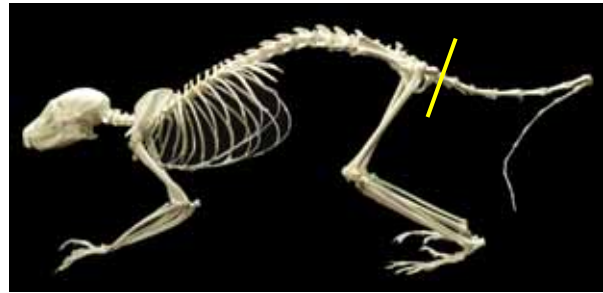
Coupe b8D

Figure 144 . Coupes tomодensitométriques n°b8 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 3^{ème} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtre poumon.

Coupe n° b9 : bassin femelle
passant par la 4^{ème} vertèbre caudale

Échelle : 10/7

3,5 cm



- | | | | |
|---|-------------------------------|---|------------------|
| 1 | Peau | 5 | Vertèbre caudale |
| 2 | Mm. sacro-coccygiens dorsaux | 6 | Fémur |
| 3 | Mm. sacro-coccygiens ventraux | 7 | Vulve |
| 4 | Mm. ischio-tibiaux | | |

Figure 145. Coupe transversale n°b9 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 4^{ème} vertèbre caudale. Vue caudale de la coupe



Coupe b9A



Coupe b9B



Coupe b9A



Coupe b9B

Figure 146 . Coupes tomodensitométriques n°b9 du bassin d'Eulemur fulvus femelle passant par la 4^{ème} vertèbre caudale. Vues caudales des coupes. Fenêtres abdomen et poumon.

II.E. RESULTATS DES ECHOGRAPHIES

II.E.1. Echographie des reins

II.E.1.1. Mode Bidimensionnel

A l'échographie, les reins d'*Eulemur fulvus* apparaissent unifiés, en forme de haricot. En coupe longitudinale comme en coupe transversale, les images échographiques montrent clairement la capsule rénale, le cortex, la médulla et le sinus rénal, ainsi qu'une papille commune allongée (Fig. 147). Le cortex rénal a une structure plus fine et plus homogène que celle de la rate ou du foie. Le cortex rénal est hyperéchoïque par rapport à la médulla, il y a une délimitation nette entre les deux structures. Le tableau 4 et le schéma 148 récapitulent les résultats des mensurations rénales. La relation entre le poids corporel et la surface rénale est illustrée par le schéma suivant (Fig.149).

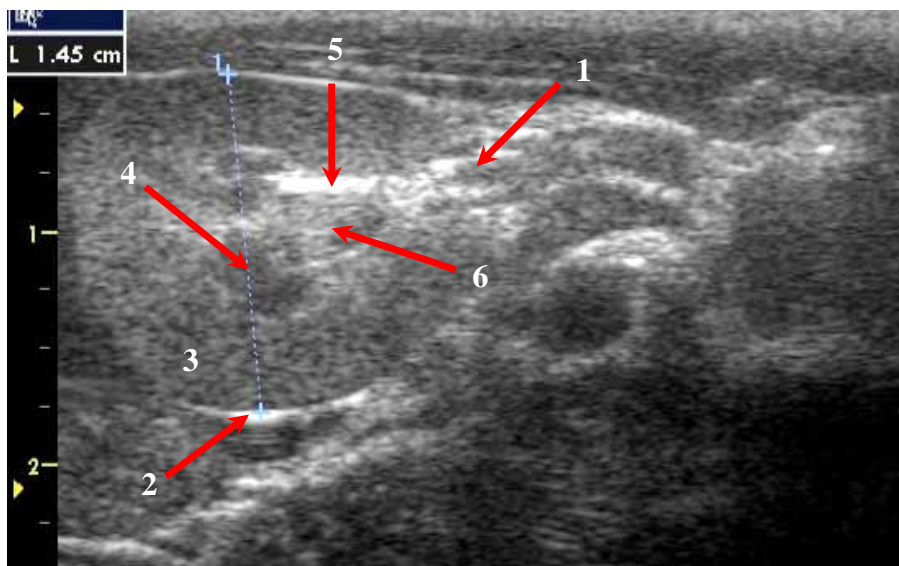


Figure 147: Ultrasonographie d'un rein droit d'*Eulemur fulvus* en coupe transversale, mode Bidimensionnel. **1:** Hile rénal, **2:** Capsule fibreuse rénale, **3:** Cortex, **4:** Médulla, **5:** Papille, **6:** Bassinet.

Les surfaces rénales augmentent significativement avec le poids du corps ($p < 0,05$, coefficient de corrélation de Pearson $r = 0,76$ pour le rein gauche et $r = 0,86$ pour le rein droit). La surface rénale et l'épaisseur de la corticale n'étaient pas significativement différentes entre les reins droit et gauche et entre mâles et femelles (Tableau 4 Fig. 148).

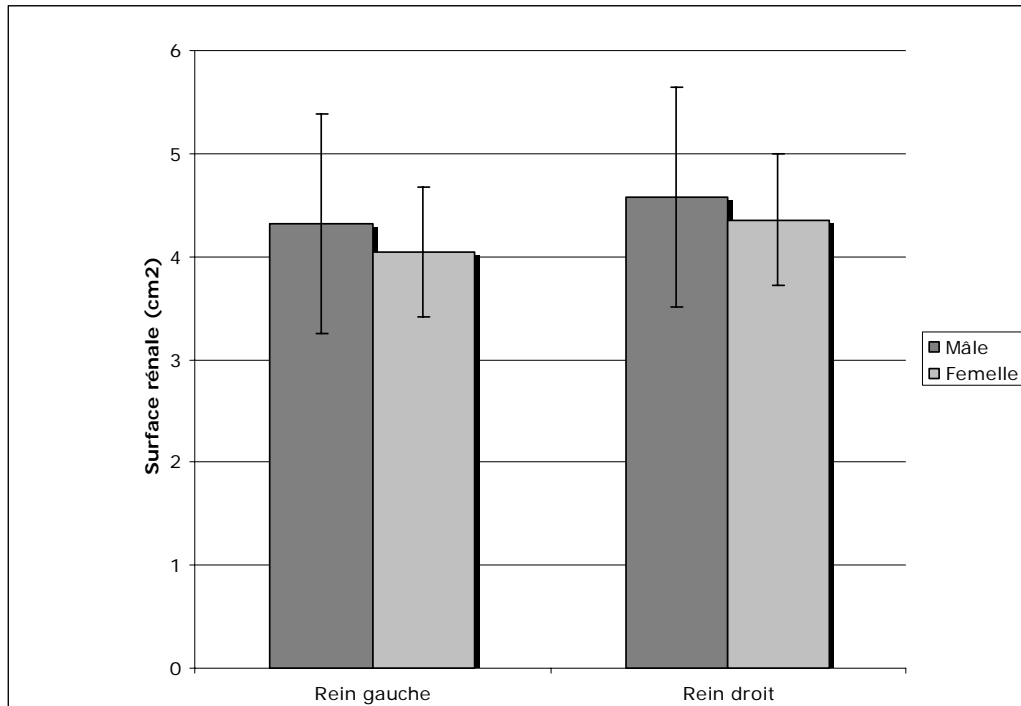


Figure 148 : Corrélation entre les surfaces rénales gauches et droites d'*Eulemur fulvus* par rapport au sexe. $n = 15$.

Tableau 4: Mesures échographique et Echo-Doppler des reins gauche et droit chez *Eulemur fulvus* (n=15).

Reins normaux	Gauche	Droit
	Moyenne (échelle)	Moyenne (échelle)
Surface rénale (cm ²)	4,19 (2,91-5,50)	4,48 (3,02-6,05)
Zone corticale (cm)	0,6 (0,4-0,9)	0,7 (0,5-1,0)
Longueurs (cm)	3,00 (2,60-3,46)	3,05 (2,70-3,60)
Largeurs (cm)	1,38 (1,12-1,60)	1,48 (1,12-1,68)
Vitesse sanguine artérielle (m/s)	0,70 (0,50-1,50)	0,73 (0,52-1,50)
Diamètres des artères rénales (cm)	0,16 (0,10-0,18)	0,14 (0,10-0,18)

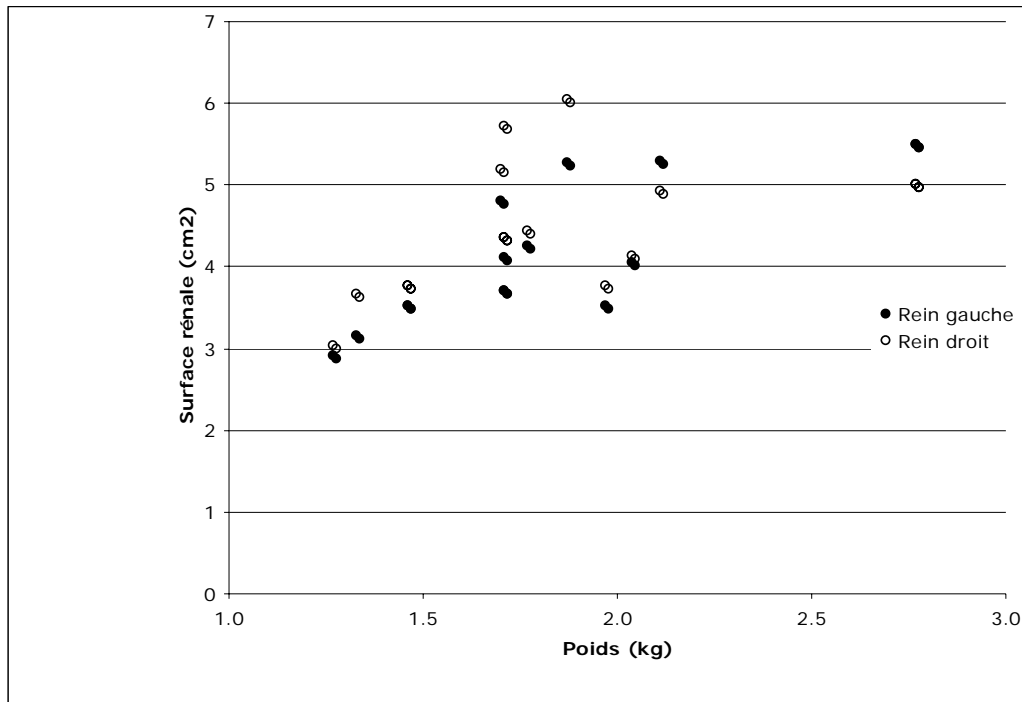
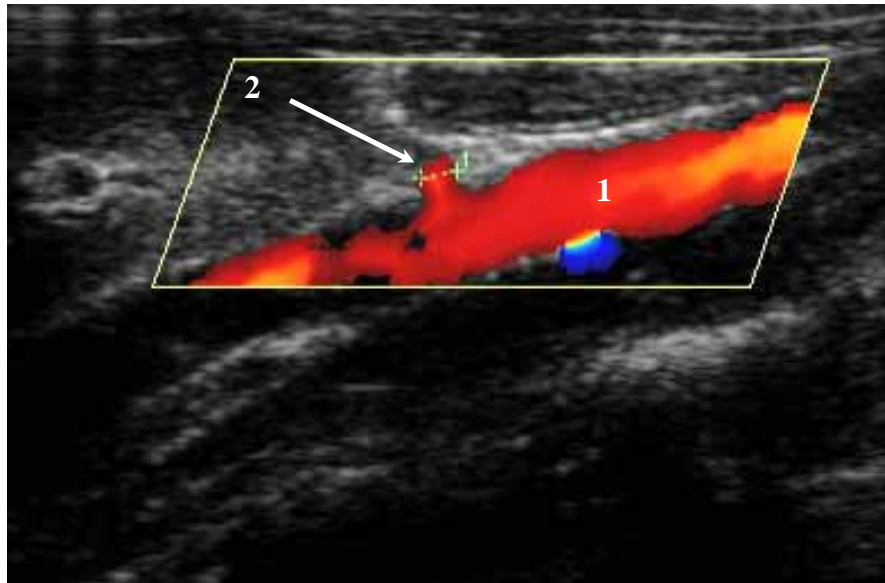


Figure 149 : Corrélation entre le poids corporel et la surface rénale d'*Eulemur fulvus*. (n = 15).

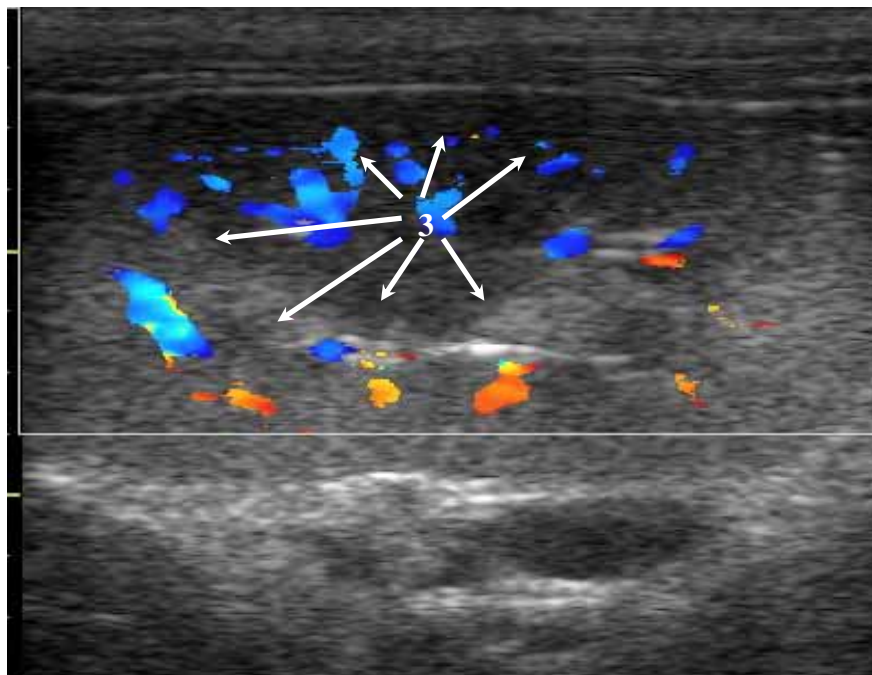
II.E.1.2. Echo Doppler

L'écho Doppler couleur a permis de localiser et de suivre les vascularisations rénales. Le départ de l'artère rénale sur l'aorte a été visualisé (Fig. 150a). La même technique a permis de mettre en évidence les artères et les veines interlobaires en coupes (Fig. 150b).

Le diamètre de l'artère rénale s'étend de 1.0 à 1.8 mm et n'est pas significativement différent entre les reins droit et gauche et entre les mâles et les femelles (Tab. 4 Fig. 151).



Mis en forme : Police : 18 pt,
Couleur de police :
Automatique



Mis en forme : Police : 18 pt,
Couleur de police :
Automatique

Figure 150: Echodoppler d'un rein droit d'Eulemur fulvus en coupe longitudinale (a et b). 1: Aorte, 2: Artère rénale, 3: Artères et veines interlobaires.

La vitesse du flux artériel rénal n'est pas non plus significativement différente entre les reins droit et gauche. Elle est par contre plus élevée ($p < 0.001$) chez les mâles que chez les femelles (Fig. 151).

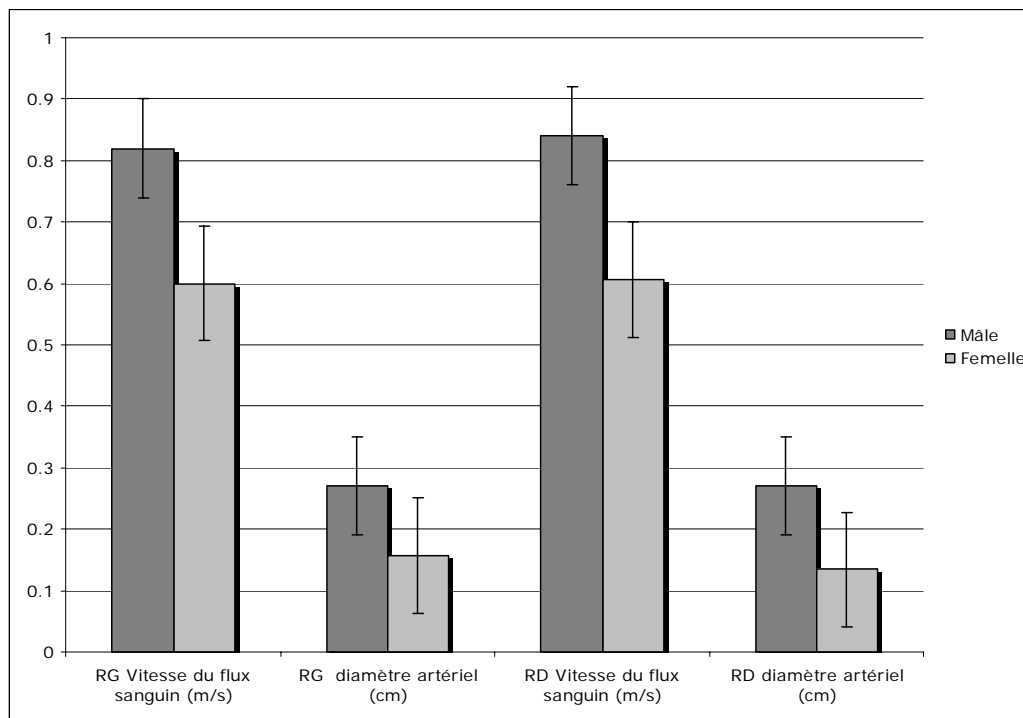


Figure 151: Vitesse du flux sanguin (mètres/seconde) et diamètres des artères rénales gauches et droites chez *Eulemur fulvus* (n = 15).

II.E.2. Echographie du cœur

II.E.2.1. Mesures échocardiographiques en Mode TM

Les mesures des parois ou des cavités des ventricules droit et gauche sont réalisées sur la coupe TM. Cette coupe est obtenue à partir de la coupe BD grand axe ou mieux petit axe transventriculaire d'abord, puis transmitrale par voie parasternale droite à partir de laquelle est positionné l'axe de tir TM. On peut observer 4 cavités (Fig. 153D) ou 5 cavités (Fig. 152) en mode TM. Les différents paramètres mesurés sont rassemblés dans les tableaux 5 et 6. Les valeurs moyennes du diamètre interne télédiastolique (VDd = 0.30cm) et du diamètre interne télésystolique (VDs = 0.16cm) du ventricule droit ne sont pas très éloignées tandis que pour le

ventricule gauche le diamètre en télédiastole est nettement plus grand qu'en télésystole (VGd = 1.25cm et VGs = 0.69cm). Le septum interventriculaire en systole est, de façon logique, plus épais qu'en diastole.

Les diamètres pour le calcul de la FR sont mesurés à partir de la coupe TM transventriculaire et la valeur de la FR est exprimée en %. Cette valeur est donnée par l'échographe. Chez nos lémuriens bruns, la FR se situe entre 36.36 et 78.60%.

Les diamètres de l'aorte (Ao) et de l'atrium gauche (AG) sont appréciés à partir du mode BD en coupe petit axe transaortique (Fig. 153C et 153D) en télédiastole ventriculaire. La valeur AG/Ao chez les animaux échographiés est comprise entre 0.70 et 1.07 (Valeur moyenne 0.81).

La fréquence cardiaque (FC) est comprise entre 157 et 318 battements par minute.



Figure 152 : Coupe longitudinale avec 5 cavités par voie parasternale droite.

AD : Atrium droit, **AG** : Atrium gauche, **Aa** : Aorte, **AP** : Artère pulmonaire, **VG** : Ventricule gauche, **SIV** : Septum interventriculaire.

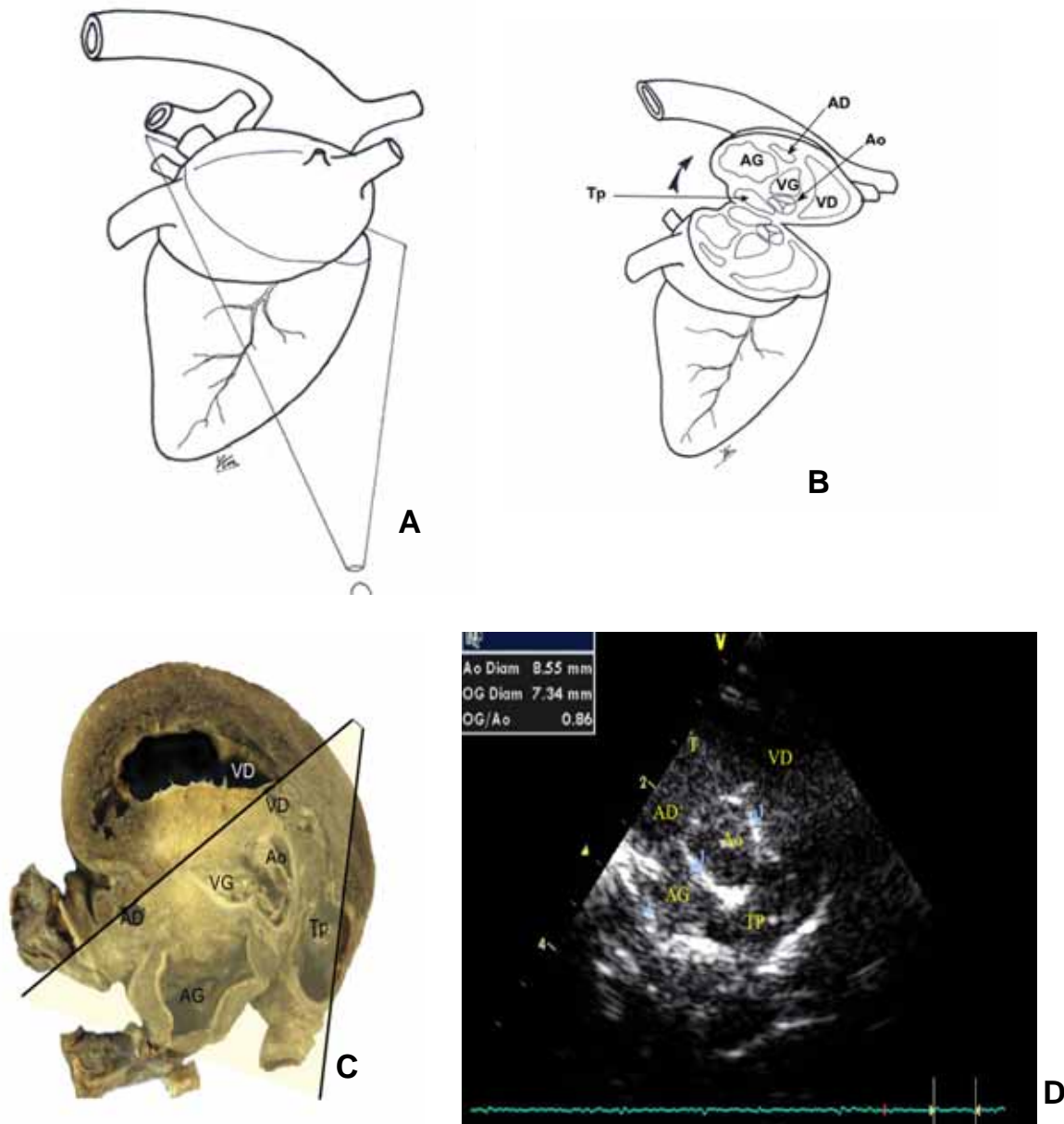


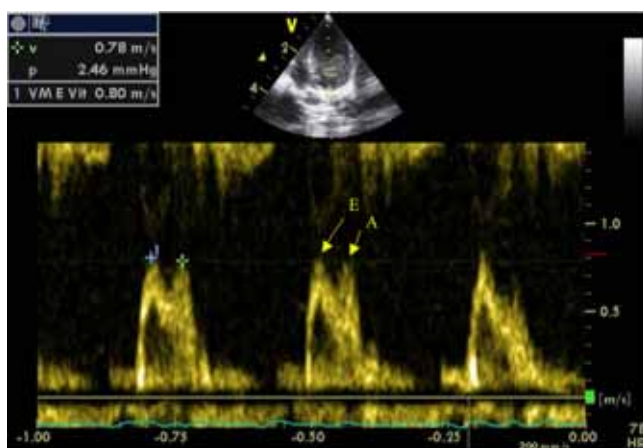
Figure 153 : Coupe petit axe transaortique par voie parasternale droite chez *Eulemur fulvus*.

- A. Incidence du faisceau
- B. Coupe schématique correspondant au faisceau incident
- C. Coupe anatomique correspondant au faisceau incident
- D. Image échographique correspondant à la coupe anatomique (**AD** : Atrium droit, **AG** : Atrium gauche, **Ao** : Aorte, **T** : Tricuspide, **TP** : Tronc pulmonaire, **VD** : Ventricule droit, **VG** : Ventricule gauche)

II.E.2.2. Examen Doppler

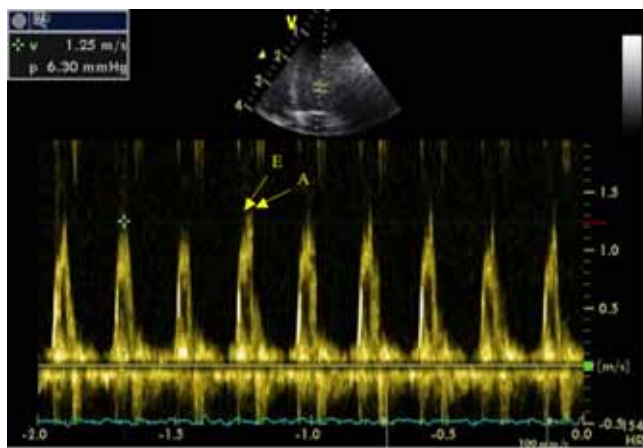
La vitesse du flux aortique (VAo) est obtenue par voie parasternale gauche. En mode Doppler pulsé, la courbe du flux aortique systolique est négative monophasique avec une descente et montée rapide. En mode Doppler couleur, le flux aortique systolique est coloré en bleu car rétrograde. La vitesse aortique moyenne est de 0.99 m/s (0,70 à 1,40 m/s).

La vitesse du flux pulmonaire (VTp), est obtenue par voie parasternale gauche ou droite. Il s'agit des coupes petit axe crânial gauche ou petit axe transaortique droit. Le flux pulmonaire est rétrograde, la courbe spectrale des vitesses est négative, monophasique. La vitesse pulmonaire moyenne est de 0.95 m/s (0,6 à 1,36m/s).



a

Mis en forme : Police :18 pt,
Couleur de police :
Automatique



b

Mis en forme : Police :18 pt,
Couleur de police :
Automatique

Figure 154 : Flux mitral normal enregistré en mode Doppler pulsé par voie parasternale gauche chez *Eulemur fulvus*. **a** : Les ondes E et A sont séparées, elles dessinent un M, **b** : Les ondes E et A sont fusionnées.

Le flux mitral enregistré par voie apicale gauche est biphasique (E correspondant au remplissage protodiastolique passif du ventricule gauche, et A correspondant au remplissage présystolique actif du ventricule gauche). En mode Doppler pulsé, sur la courbe spectrale obtenue, ce flux a un aspect en M (Fig. 154a). Les vitesses enregistrées de E (entre 0.64 et 1,44 m/s) et A (entre 0.48 et 1,08 m/s) sont séparées. En Doppler couleur, le flux mitral diastolique est coloré en rouge, il se dirige vers la sonde (Fig. 155). Le rapport E/A est supérieur à 1 dans 10 cas (5 mâles et 5 femelles) sur les 16 lémuriens. Pour les six autres cas, E et A sont fusionnées (Fig. 154b), E/A ne peut pas être calculé.

En systole, la courbe est plate car la vitesse est nulle, les feuillets mitraux sont fermés.



Figure 155 : Ejection mitrale en Doppler couleur chez *Eulemur fulvus*, à partir de la coupe BD longitudinale avec 5 cavités par voie parasternale gauche. Codage du flux diastolique d'éjection atriale à travers la valve mitrale. Le flux est rouge car antérograde : le flux est dirigé vers la sonde (depuis l'atrium vers le ventricule gauche).

Tableau 5 : Mesures échocardiographiques en mode TM et examen en mode Doppler : valeurs brutes chez les lémuriens bruns (n = 16). Les cases grisées correspondent aux lémuriens pour lesquels E et A étaient fusionnées.

Paramètres	Numéro du lémurien															
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
Sexe	M	M	M	M	M	F	M	F	F	F	M	F	F	F	M	M
VDd (cm)	0,67	0,30	0,30	0,10	0,20	0,40	0,10	0,20	0,50	0,60	0,20	0,30	0,20	0,50	0,10	0,20
VDs (cm)	0,20	0,20	0,20	0,10	0,10	0,20	0,10	0,10	0,10	0,40	0,10	0,20	0,20	0,10	0,10	0,10
PVDs (cm)	0,20	0,20	0,30	0,20	0,30	0,20	0,20	0,40	0,20	0,30	0,30	0,20	0,50	0,20	0,20	0,30
VGd (cm)	1,07	1,37	1,04	1,27	1,26	1,27	0,88	1,41	1,29	1,76	1,27	1,43	1,22	1,29	0,88	1,26
VGs (cm)	0,55	0,79	0,50	0,44	0,60	0,67	0,53	0,89	0,79	1,11	0,76	0,82	0,69	0,79	0,53	0,60
FR %	49,00	77,80	52,11	44,30	52,50	47,13	42,86	36,36	73,30	69,70	40,23	41,56	78,60	73,30	42,90	52,50
SIVd (cm)	0,23	0,37	0,38	0,37	0,39	0,39	0,42	0,40	0,32	0,40	0,37	0,33	0,33	0,32	0,42	0,39
SIVs (cm)	0,54	0,58	0,58	0,47	0,57	0,66	0,66	0,56	0,47	0,53	0,48	0,53	0,47	0,47	0,66	0,57
SIV %	42,59	63,79	65,06	78,15	69,38	59,96	63,92	71,09	68,52	75,8	75,72	62	69,19	68,52	63,92	69,38
PVGd (cm)	0,22	0,36	0,47	0,42	0,53	0,42	0,46	0,46	0,23	0,27	0,39	0,38	0,42	0,23	0,46	0,53
PVGs (cm)	0,43	0,58	0,58	0,61	0,64	0,56	0,73	0,60	0,48	0,47	0,54	0,58	0,66	0,48	0,73	0,64
PVG %	51,16	62,06	79,96	69	82,91	76,21	62,46	75,74	48,54	57,8	72,96	65,58	63,92	48,54	62,46	82,91
Ao (cm)	0,67	0,88	0,73	0,91	0,90	0,90	0,86	0,91	0,80	0,82	0,89	0,84	0,82	0,80	0,86	0,90
AG (cm)	0,53	0,63	0,58	0,67	0,70	0,80	0,73	0,73	0,56	0,80	0,64	0,76	0,88	0,56	0,73	0,70
AG/Ao	0,79	0,70	0,78	0,74	0,77	0,88	0,86	0,80	0,70	0,99	0,72	0,90	1,07	0,70	0,86	0,77
VAo	0,70	1,40	1,14	0,74	0,90	0,99	1,17	1,08	0,70	0,88	1,17	1,07	1,13	0,70	1,17	0,90
VTp	0,60	0,99	0,72	0,70	0,80	0,93	1,14	1,14	0,79	1,03	1,12	1,08	1,36	0,79	1,14	0,80
E	0,78	1,39		0,76	0,76	1,01			0,64			0,80	1,44	0,64		0,76
A	0,74	1,08		0,65	0,74	0,59			0,48			0,78	0,90	0,48		0,74
FC	210	250	257	157	246	318	255	255	182	266	290	200	282	182	255	246
Poids (Kg)	1,27	1,7	1,33	1,87	1,71	1,77	2,77	1,71	1,46	2,11	1,6	2,04	1,97	1,46	2,77	1,71
Age	1	2	1	9	3	3	3	8	6	8	6	6	14	6	3	3

M : Mâle, **F** : Femelle, **VDd** : Diamètre interne télédiastolique du ventricule droit, **VDs** : Diamètre interne télésystolique du ventricule droit, **PVDs** : Epaisseur télésystolique de la paroi libre du ventricule droit, **VGd** : Diamètre interne télédiastolique du ventricule gauche, **VGs** : Diamètre interne télésystolique du ventricule gauche, **FR%** : Fraction de raccourcissement, **SIVd** : Epaisseur diastolique du septum interventriculaire, **SIVs** : Epaisseur systolique du septum interventriculaire, **SIV** : Septum interventriculaire, **PVGd** : Epaisseur diastolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVGs** : Epaisseur systolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVG** : Paroi libre ou postérieure du ventricule gauche, **FC** : Fréquence cardiaque, **Ao** : Aorte, **AG** : Atrium gauche, **VAo** : Vitesse du flux aortique, **VTp** : Vitesse du flux pulmonaire, **E** : Flux mitral correspondant au remplissage protodiastolique passif du ventricule gauche, **A** : Flux mitral correspondant au remplissage présystolique actif du ventricule gauche.

Tableau 6 : Mesures échocardiographiques en mode TM et examen en mode Doppler : moyennes et écarts types correspondant, en fonction du sexe chez les lémuriens bruns (n = 16).

Paramètres	Sexe			
	M		F	
	Moyenne	Ecart type	Moyenne	Ecart type
VDd (cm)	0,24	0,18	0,39	0,16
VDs (cm)	0,13	0,05	0,19	0,11
PVDs (cm)	0,24	0,05	0,29	0,12
VGd (cm)	1,14	0,18	1,38	0,18
VGs (cm)	0,59	0,12	0,82	0,15
FR %	50,47	11,28	59,99	17,60
SIVd (cm)	0,37	0,06	0,36	0,04
SIVs (cm)	0,57	0,07	0,53	0,07
SIV %	65,77	10,17	67,87	5,37
PVGd (cm)	0,43	0,10	0,35	0,10
PVGs (cm)	0,61	0,09	0,55	0,07
PVG %	69,54	11,02	62,33	11,45
Ao (cm)	0,84	0,08	0,84	0,04
AG (cm)	0,66	0,07	0,73	0,12
AG/Ao	0,78	0,06	0,86	0,14
VAo	1,03	0,23	0,94	0,18
VTp	0,89	0,21	1,02	0,20
E	0,89	0,28	0,91	0,33
A	0,79	0,17	0,65	0,19
FC	240,67	37,41	240,71	53,34
Poids (Kg)	1,86	0,55	1,79	0,27
Age	3,44	2,55	7,29	3,40

M : Mâle, **F** : Femelle, **VDd** : Diamètre interne télédiastolique du ventricule droit, **VDs** : Diamètre interne télésystolique du ventricule droit, **PVDs** : Epaisseur télésystolique de la paroi libre du ventricule droit, **VGd** : Diamètre interne télédiastolique du ventricule gauche, **VGs** : Diamètre interne télésystolique du ventricule gauche, **FR%** : Fraction de raccourcissement, **SIVd** : Epaisseur diastolique du septum interventriculaire, **SIVs** : Epaisseur systolique du septum interventriculaire, **SIV** : Septum interventriculaire, **PVGd** : Epaisseur diastolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVGs** : Epaisseur systolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVG** : Paroi libre ou postérieure du ventricule gauche, **FC** : Fréquence cardiaque, **Ao** : Aorte, **AG** : Atrium gauche, **VAo** : Vitesse du flux aortique, **VTp** : Vitesse du flux pulmonaire, **E** : Flux mitral correspondant au remplissage protodiastolique passif du ventricule gauche, **A** : Flux mitral correspondant au remplissage présystolique actif du ventricule gauche.

L'analyse statistique n'a pas permis de mettre en évidence sur nos animaux de différences significatives en fonction de l'âge et du sexe pour les différentes valeurs étudiées sur la fonction cardiaque.

II.E.3. Echographie des autres organes

Pour les organes suivants, nous ne présenterons que les images échographiques et les valeurs moyennes des principales mesures prises.

II.E.3.1. Echographie des glandes surrénales

L'examen des glandes surrénales a été réalisé avec le même principe que pour les reins : même position de l'animal et même orientation de la sonde. 15 lémuriens ont été échographiés. Une fois qu'un rein est repéré, nous avons pu mettre en évidence la glande surrénale du même côté (Fig. 156). Nous avons mesuré la longueur et la largeur des glandes surrénales (gauche et droit) à chaque animal. Le résultat de mensuration est récapitulé dans le tableau 7.

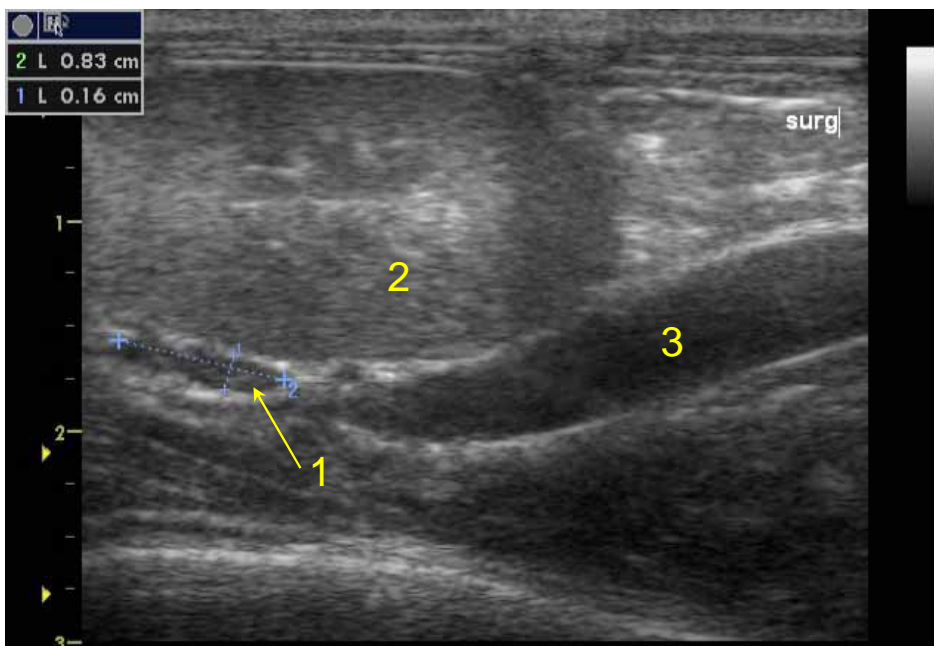


Figure 156 : Glande surrénale gauche d'*Eulemur fulvus*. 1: Glande surrénale, 2: Rein gauche, 3: Aorte.

Tableau 7 : Mesures échographique des glandes surrénales gauche et droite chez *Eulemur fulvus* (n=15).

ECHOGRAPHIE des glandes surrénales			Surface des glandes surrénales (cm ²)	
N° Lémurs	Sexe (M/F)	Poids (kg)	Gauche	Droite
1	M	1,27	0,09	0,08
2	M	1,70	0,05	0,13
3	M	1,33	0,14	0,15
4	M	1,87	0,09	0,13
5	M	1,71	0,13	0,07
6	F	1,77	0,14	0,10
7	M	2,77	0,14	0,19
8	F	1,71	0,08	0,03
9	F	1,46	0,13	0,11
10	F	2,11	0,13	0,09
12	F	2,04	0,13	0,15
13	F	1,97	0,13	0,11
14	F	1,46	0,13	0,11
15	M	2,77	0,14	0,19
16	M	1,71	0,13	0,11
Moyenne		1,84	0,12	0,22

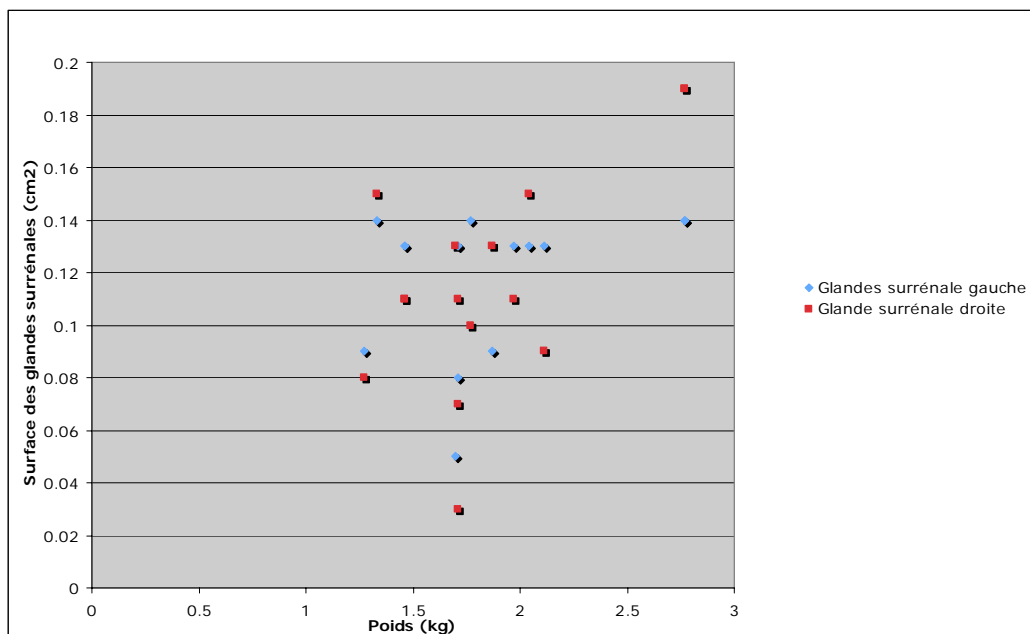


Figure 157: Surfaces des glandes surrénales en fonction du poids chez l'*Eulemur fulvus* (n=15).

L'analyse statistique n'a pas permis de mettre en évidence sur nos animaux de différences significatives entre les surfaces des glandes surrénales en fonction du poids (Fig. 157). Nous pouvons simplement noter que la surface des glandes surrénales augmente en fonction du poids et la surface de la glande surrénale droite est un peu plus grande que celle de gauche.

II.E.3.2. Echographie de la rate

Pour la rate, nous avons pu échographier 9 lémuriens (Fig. 158). L'animal est en décubitus latéral ou dorsal, la sonde est du côté gauche. A l'échographie l'épaisseur la rate est en moyenne de 0.47cm.

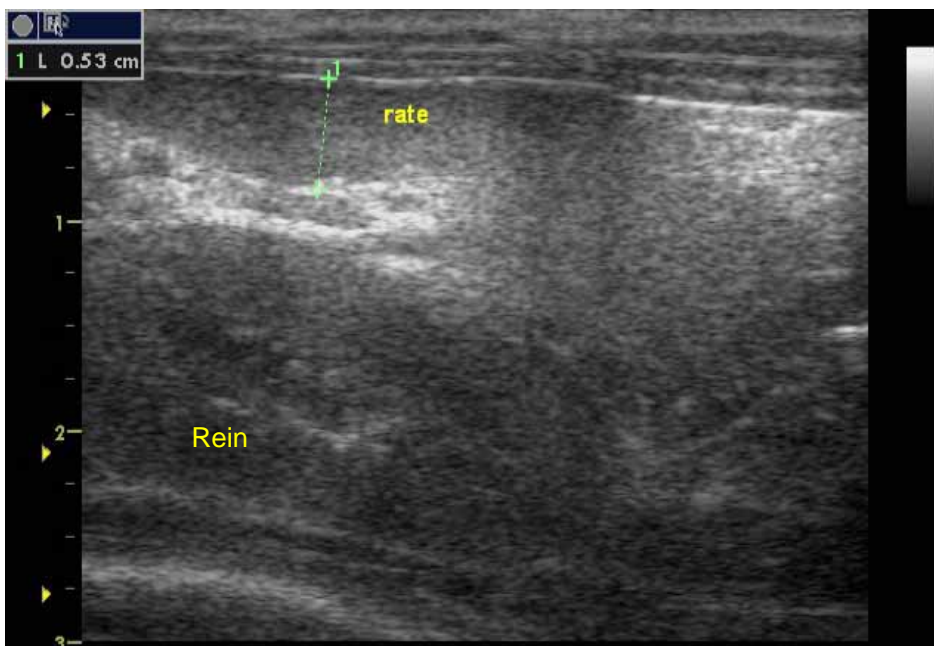


Figure 158 : Rate d'*Eulemur fulvus*.

II.E.3.3. Echographie du foie

L'examen du foie nous a permis de mesurer le diamètre de la veine cave caudale et de la veine porte. L'animal est en décubitus dorsal, la sonde est ventrale juste caudale à l'arc costal. En moyenne, le diamètre de la veine cave caudale est de 0.52cm, et celui de la veine porte est de 0.36cm.

II.E.3.4. Echographie de la vessie

Nous avons repéré facilement la vessie quand elle est pleine (Fig 159). L'épaisseur de la paroi vésicale est variable : quand la vessie est pleine, la paroi est fine, quand elle est vide, la paroi est plus épaisse. L'animal est en décubitus latéral ou dorsal. Douze lémuriens ont été mesurés, l'épaisseur de la paroi de leur vessie est en moyenne de 0.11cm quand la vessie est vide et de 0.06cm quand elle est pleine.

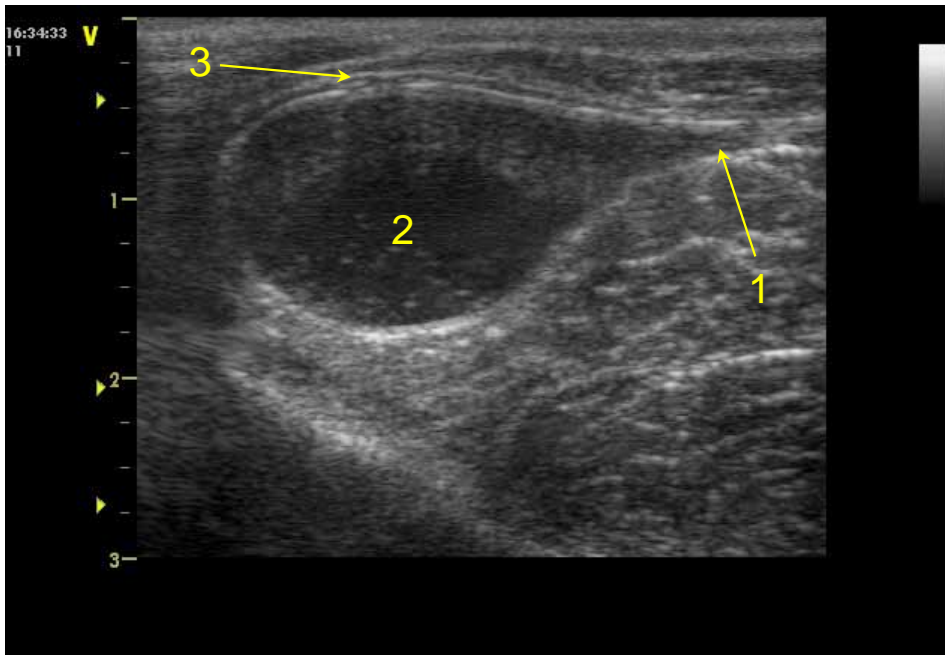


Figure 159 : Vessie d'*Eulemur fulvus*. 1: Col de la vessie, 2: Vessie pleine, 3: Paroi de la vessie.

II.E.3.5. Echographie de la prostate

L'échographie de la prostate a été faite à partir du repérage de la vessie en vue sagittale ou transverse. L'animal est en décubitus latéral ou dorsal. Les prostates de 6 lémuriens ont été mesurées en hauteur avec une moyenne de 0.65cm et en longueur avec une moyenne de 1.02cm (Fig. 160).

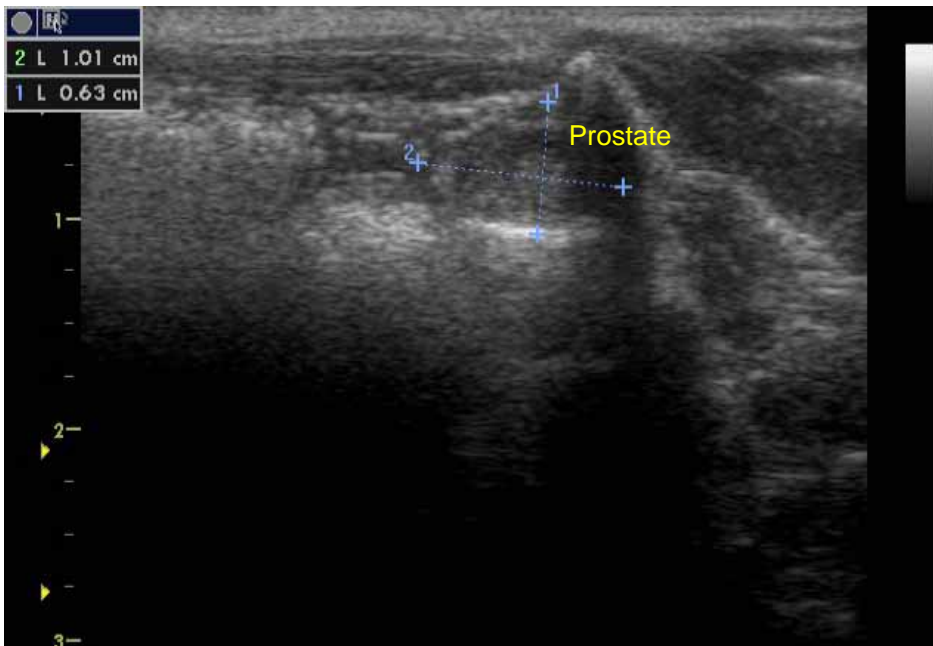


Figure 160 : Prostate d'*Eulemur fulvus*.

II.E.3.6. Echographie du tube digestif

Nous avons identifié les structures digestives grâce à l'observation des mouvements péristaltiques (Fig. 161). L'animal est en décubitus dorsal et latéral gauche ou droit.

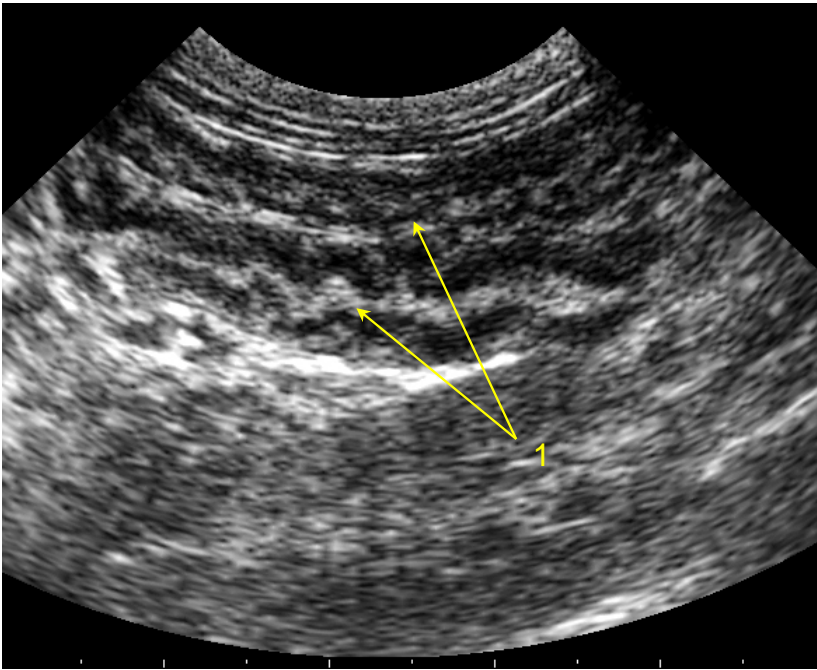


Figure 161 : Tube digestif d'*Eulemur fulvus*.1: Péristaltisme du tube digestif.

CHAPITRE 3 :

DISCUSSION



Eulemur fulvus rufus



Eulemur fulvus albifrons

I. DISCUSSION SUR LE MATERIEL ET LES METHODES :

I.A. ANIMAUX

Nous avons choisi l'*Eulemur fulvus* parmi les 60 espèces car c'est le lémurien le plus répandu à Madagascar et donc celui dont le prélèvement de quelques spécimens à des fins de recherche pose le moins de problème. Il n'en reste pas moins vrai qu'il a été très difficile de nous procurer les individus destinés à la dissection et à la réalisation des coupes anatomiques (Dons du Ministère de l'Environnement, des Eaux et Forêts de Madagascar – Département de la Préservation de la Biodiversité, cf Annexe 4). Les démarches administratives sont très lourdes (cf Annexes 3 à 10) et les obstacles nombreux, surtout lorsqu'il s'agit en plus d'importer des cadavres d'une espèce protégée en France. C'est ce qui explique le faible nombre d'animaux de cette étude.

Nous avons pu bénéficier d'un nombre plus conséquent (16 individus) pour les examens échographiques réalisés en France dans la mesure où il s'agit de techniques non invasives. Le passage par la phase anatomique reste pourtant un préalable incontournable à l'utilisation de l'Imagerie Médicale, pour fournir des données de références à visée médicale. Les retombées sont surtout bénéfiques à l'espèce protégée elle-même qui, dans le cadre de la préservation de la biodiversité, doit pouvoir bénéficier de la même qualité de suivi médical qu'une espèce domestique.

I.B. ANESTHESIE

L'anesthésie est incontournable pour l'examen d'espèces difficiles à domestiquer. Elle permet d'éviter la contention par la force et donc le stress, et elle assure une meilleure qualité et donc une meilleure précision des images échographiques [130; 159; 173], elle est bien sûr indispensable pour un examen au scanner ou en IRM. Le choix de l'Hydrochloride de Kétamine est en conformité avec ce qui est préconisé chez les primates [88]. Le choix nous a permis de pratiquer les examens échographiques dans de bonnes conditions de confort : aucun mouvement de l'animal et durée suffisante.

I.C. PREPARATION DU SQUELETTE

La méthode la plus simple et la plus rapide pour préparer des os, c'est-à-dire les rendre propres, les dégraisser et les blanchir, est de les faire bouillir avec du perborate de sodium. L'inconvénient est le risque de destruction des plus petits os. C'est pourquoi pour préparer ce squelette de lémurien dont la plupart des os sont fins et fragiles, nous avons préféré le traitement par les bactéries, beaucoup plus doux, plus progressif et donc facile à contrôler. L'inconvénient est la durée de préparation relativement longue (1 mois).

I.D. COUPES ANATOMIQUES

L'épaisseur des coupes est de 0.5 à 1cm. Il existe cependant des variations d'épaisseur en raison de la difficulté technique de découpe à la scie à ruban. L'échauffement provoqué par le passage de la scie interdit de faire des coupes beaucoup plus fines qui décongèleraient instantanément provoquant des déformations des structures. L'interprétation anatomique n'est pas exhaustive et nombre de structures n'ont pas été répertoriées. En outre, celles qui l'ont été ne sont pas toujours facilement discernables des tissus environnants sur les photos. Elles ont bien cependant été repérées exactement par la dissection et elles ont été indiquées afin de permettre à l'utilisateur d'en connaître la localisation précise et de pouvoir interpréter des images anormales de la région considérée. Sur certaines coupes (Figs. 61, 64, 67), on peut voir la présence de gros cristaux en région ventrale. Ceci est dû à un début de décongélation au cours du transport aérien entre Antananarivo et Paris.

Une autre technique pour réaliser des coupes anatomiques beaucoup plus fines et d'épaisseur constante est de raboter la coupe avec un outil de menuisier (dégauchisseuse ou rabot électrique) dans une enceinte à température négative et de photographier la coupe de la pièce après chaque passage de la machine. Ce type d'équipement n'était pas à notre disposition. Il aurait permis une analyse plus précise et plus proche des clichés tomодensitométriques. L'inconvénient majeur, outre la lourdeur du procédé, est qu'il n'est pas possible matériellement de conserver la coupe et donc de revenir à elle pour la disséquer. La technique suivie dans notre étude, moins précise, à l'avantage de pouvoir conserver les coupes et donc de pouvoir disséquer pour aider à l'identification des structures. Le système de repérage préalable par radiographie et mise en place de repères métalliques (épingles) est simple à réaliser et nous a donné entière satisfaction. C'est la technique qu'avaient utilisé Ruberte et Sautet [136; 137] dans leur atlas d'anatomie du chien et du chat.

I.E. COUPES TOMODENSITOMETRIQUES

Rappelons que les clichés obtenus avec le scanner ont été pris sur des cadavres congelés. Ce choix a été dicté par deux impératifs. Le premier découle d'un souci d'éthique relatif au nombre d'animaux sacrifiés : un seul animal est utilisé pour deux manipulations, les coupes tomodensitométriques et les coupes anatomiques. Le second découle d'un souci de précision. On peut superposer exactement les résultats des deux techniques et en comparer efficacement les résultats, puisqu'elles ont été appliquées au même individu. L'inconvénient est l'impossibilité d'injecter de produit de contraste à base d'iode comme cela se fait souvent pour obtenir des clichés de meilleure qualité. La machine utilisée (PHILIPS SCAN HELICOIDAL) étant de bonne qualité, les réglages retenus ont permis de visualiser à peu près tous les tissus mous.

I.F. ECHOGRAPHIES

Toutes les échographies ont été faites par le même manipulateur. Cependant, pour des raisons de disponibilité des animaux, il n'a pas été possible de faire des tests de répétabilité. Le choix du cœur et du rein, pour une étude un peu poussée a été dicté par la fréquence des affections qui touchent ces deux organes chez les lémuriens. Il est aussi possible de s'appuyer sur des publications relatives à ces deux organes chez les primates non humains ce qui est beaucoup plus difficile pour d'autres organes. Un appareil échographique portable, General Electric Ultrasound (VIVID – I, USA) avec une sonde de fréquence 7Mhz a été utilisé pendant toute l'échographie. Le choix de cette sonde a été fait par rapport à la profondeur d'exploration. Les fréquences basses permettent une meilleure pénétration. Nous avons choisi une fréquence plus haute à cause de la petite taille du lémurien brun. Une fréquence de 7 MHz permet d'explorer jusqu'à 10cm de profondeur de pénétration des ultrasons dans le milieu.

II. DISCUSSION SUR LES RESULTATS :

Nous aborderons cet aspect de la discussion de manière plus synthétique, par région, en envisageant successivement le cou, le thorax, l'abdomen et le bassin. Auparavant, nous survolerons simplement les principales similitudes et différences entre le squelette du lémurien brun et celui de nos espèces domestiques [10; 136; 137].

II.A. LE SQUELETTE

II.A.1. Le squelette axial

La tête osseuse évoque plutôt celle des canidés par sa forme. Cependant, l'orbite est limitée en arrière par une arcade osseuse (Fig. 8) comme chez l'homme, alors que les carnivores possèdent un simple ligament à cet endroit. La dentition (Fig. 9) présente des caractères intermédiaires entre celle des carnivores (forte canine) et celle des omnivores (molaires bunodontes). La mandibule (Fig. 9) est munie d'un processus angulaire comme celle du chien et du chat ; cette particularité permet une insertion très caudale des muscles masséters et en corollaire une grande ouverture de la cavité buccale.

La colonne vertébrale ressemble beaucoup à celle des carnivores avec les différences suivantes : l'atlas (Fig. 10) est dépourvue de trou transversaire, le processus épineux de l'axis ressemble à celui du porc, les processus épineux des vertèbres thoraciques sont aplatis à leur extrémités comme ceux des herbivores domestiques.

II.A.2. Le squelette appendiculaire

Concernant le membre thoracique, la différence essentielle porte sur l'existence de clavicules (Fig. 14) fonctionnelles en relation avec une main pentadactyle préhensile. Le corollaire est la présence sur la scapula d'un processus hamatus (Fig. 15) bien développé sur lequel vient s'appuyer la clavicule pour maintenir les épaules écartées. Sur l'humérus (Fig. 16), on note la présence d'un trou supracondylien comme chez le chat. Capitulum et trochlées sont bien distincts, ce qui va de paire avec les mouvements de prosupination.

La ceinture pelvienne (Fig. 18) est caractérisée par un ilium extrêmement allongé et par une symphyse qui, comme celle de l'homme, est uniquement pubienne (Fig. 18), alors qu'elle est ischio-pubienne chez nos mammifères domestiques. Le fémur (Fig. 19) est parfaitement rectiligne, comme celui de l'homme, on note la présence du troisième trochanter qui est très marqué sur le fémur. La fibula est plus développée que celle de l'homme, bien articulée au tibia ce qui permet une certaine prosupination.

II.B. LE COU

Le cou est de section circulaire (Figs. 36, 37, 39) comme celui de l'homme, celui du chien est légèrement aplati latéro-latéralement, celui des herbivores l'est encore plus [10].

L'œsophage est dévié à gauche de la trachée dans le tiers inférieur du cou comme chez tous les mammifères. Cette position est nettement plus marquée chez le lémurien brun (*Eulemur fulvus*) que chez les carnivores domestiques [136]. Les muscles épineux et semi épineux du thorax observés sur les coupes 5 à 10 s'arrêtent au niveau de T2. Ils atteignent les vertèbres cervicales chez nos espèces domestiques [11; 72].

Dorsalement à la veine jugulaire externe, se trouve le muscle cleido-céphalique (Coupes 1 à 3) inséré distalement sur la clavicule qui est bien développée chez les lémuriens. Ce muscle se soude au muscle cléido-brachial chez nos espèces domestiques [11; 136] qui n'ont plus de clavicule fonctionnelle pour former le muscle brachio-céphalique qui délimite dorsalement le sillon jugulaire.

Dans la région du cou, comme pour le reste du corps, le scanner et l'IRM sont surtout utilisés pour les articulations intervertébrales. Les os apparaissent nettement en blanc avec le scanner. La moelle spinale ne peut pas être distinguée de l'ensemble du canal cervical qui est noir. Les coupes 3A à 4B mettent clairement en évidence la trachée et l'œsophage. Artère et veine vertébrales sont également repérables.

II.C. LE THORAX

II.C.1. Forme du thorax

Le thorax est de forme sensiblement cylindrique (Coupes 4 à 12), très légèrement aplatis dans le sens dorso-ventral, tandis que celui de nos espèces domestiques est aplati latéro-latéralement [10; 136]. Cette forme cylindrique est en relation avec la persistance de la clavicule qui maintient les épaules écartées chez les lémuriens. C'est une caractéristique générale aux primates dont la main est préhensile. Elle atteint son paroxysme chez l'homme dont le thorax est aplati dorso-ventralement. Chez les mammifères domestiques qui utilisent leur membre thoracique essentiellement pour la locomotion, les clavicules ne sont plus fonctionnelles, les membres se rapprochent de la paroi thoracique et le thorax s'aplatit latéro-latéralement. Ainsi il existe une clavicule vestigiale et non fonctionnelle chez le chat encore capable de mouvement prosupination [136], elle disparaît totalement chez le cheval dont la main est fixé dans l'attitude immuable de la pronation n'est plus utilisée que pour la locomotion [10] .

II.C.2. Le cœur

La forme du thorax retentit sur la forme et sur la position du cœur. Le cœur du lémurien brun est globuleux mais présente néanmoins un léger aplatissement dorso-ventral. Le cœur droit est bien du côté droit et non pas situé crânialement comme chez les carnivores ; le cœur gauche est du côté gauche (Coupes 7 et 8). Cette disposition est donc en rapport comme chez tous les primates, avec la présence de clavicules [60]. C'est pourquoi la face atriale du cœur est caudo-dorsale chez l'homme qui est bipède et qu'elle regarde à droite chez nos espèces domestiques quadripèdes dépourvues de clavicules fonctionnelles [9; 136]. De même, la face auriculaire est ventro-crâniale alors qu'elle est tournée ventralement chez l'homme et regarde du côté gauche chez nos espèces domestiques. L'inégalité de taille entre les deux cuspidés de la valve mitrale n'avait jamais été mentionnée auparavant dans la littérature consacrée aux lémuriens. Une seule veine cave crâniale est logiquement présente chez le lémurien brun, comme chez l'homme [113] et tous les mammifères autres que les rongeurs et les lagomorphes qui en possèdent deux [9; 61]. La veine azygos droite débouche plus caudalement que chez le chien [136], sur le plafond de l'atrium droit.

Le scanner réalisé sur l'animal congelé permet de localiser le cœur avec une délimitation périphérique précise en « mode abdomen » (Coupes 7A et 8D), plus blanc en « fenêtre poumon ». Ce dernier mode donne un meilleur rendu de la position de l'œsophage et de la trachée situés dorsalement à la base du cœur. L'arc aortique n'est repérable qu'en « fenêtre poumon » par sa position à gauche de l'œsophage (Coupes 8B, fenêtre poumon). Le rendu aurait été meilleur sur l'animal vivant, surtout après utilisation d'un produit de contraste.

A notre connaissance, notre étude est la première à proposer des valeurs à partir de coupes échographiques en modes TM et Doppler chez les lémuriens brun (*Eulemur Fulvus*). Chez le macaque, *Macaca mulatta*, les valeurs échocardiographiques sont connues car cette espèce est utilisée pour la recherche et l'expérimentation dans le domaine cardiovasculaire chez l'homme [88]. Chez le chien [21; 22; 110] et chez le chat [1; 107; 108], ces valeurs ont été publiées, il y a quelques années.

Cependant, il faut tenir compte du fait que l'anesthésie à la kétamine peut, comme cela a déjà été prouvé dans d'autres espèces [66; 96], influencer sur certaines valeurs mesurées lors d'une échocardiographie.

En mode TM, les paramètres les plus utilisés chez le chien et le chat sont les diamètres télédiastolique et téléstolique du ventricule gauche, le diamètre télédiastolique du ventricule droit, les épaisseurs télédiastoliques du septum interventriculaire et de la paroi libre du ventricule gauche [96].

Cette étude montre que, certaines particularités relevées chez le lémurien brun, telles que la faible différence des diamètres internes ventriculaires droits en systole et en diastole, se retrouvent également chez le macaque [88].

Le rapport des diamètres de l'atrium gauche et de l'aorte (AG/Ao) pourrait être employé comme outil pour la détection des shunts intracardiaques chez le lémurien brun comme cela a déjà été fait chez l'homme [15].

Le flux mitral mesuré en mode Doppler pulsé (Fig. 154a) montre que chez plus d'un tiers des animaux, E et A sont fusionnées (37,5%) (Fig. 154b). Nous n'avons jamais noté de régurgitation mitrale, dysfonctionnement fréquent chez le chien [31] où il peut même être quantifié en mode Doppler [55; 158]. Il serait intéressant de rechercher quelle en est la fréquence chez le lémurien en captivité et en liberté, quand on sait qu'en captivité un lémurien brun vit en moyenne 20 ans contre 25 à 30 ans en liberté.

Le flux tricuspide n'a pas été mesuré pour des raisons de difficultés techniques. Il serait cependant intéressant de vérifier s'il existe une régurgitation tricuspide physiologique

comme on la rencontre dans plus de 50% des cas chez l'homme et chez le chien et de vérifier l'influence de l'âge et celle des conditions de vie.

Le manque de différences statistiquement significatives pour les différentes valeurs mesurées sur la fonction cardiaque peut s'expliquer par la taille trop petite de l'échantillon.

A l'inverse, chez le rat, il existe une différence significative des valeurs échocardiographiques normales selon le sexe [33], ainsi, la masse moyenne du ventricule gauche chez la femelle est-elle inférieure à celle observée chez le mâle.

Cependant, il faut rappeler qu'en raison des difficultés à travailler sur des espèces protégées comme les lémuriens, le nombre d'observation reste relativement faible. Sur un nombre beaucoup plus élevé d'animaux, il serait peut-être possible de faire apparaître des différences liées au sexe ou à l'âge. En outre, il aurait aussi été intéressant d'évaluer la répétabilité des mesures en mode TM [96], comme cela est fait depuis longtemps chez l'homme [140], ce qui, pour des raisons évidentes de disponibilité des animaux, n'a pas été possible.

Cette étude montre incontestablement que l'examen du cœur par échographie est une technique parfaitement réalisable chez le lémurien brun et qui mérite donc d'être développée à des fins d'applications en parcs zoologiques.

II.D. LES POUMONS ET LES BRONCHES

Les poumons de lémurien brun, tant par leur forme que par leur localisation, ressemblent à ceux du chien [136]. Par contre, contrairement à lui, la bifurcation bronchique n'est pas surplombée dorsalement par l'œsophage qui reste ici à gauche de la bronche principale (Coupes 7 et 17, fenêtre poumon). L'œsophage ne reprend une position médiane que bien plus caudalement, après l'émission des bronches lobaires crâiales (Coupes 16, fenêtre poumon).

Au scanner, la respiration et les battements cardiaques sont responsables d'un flou cinétique, l'image du parenchyme pulmonaire est de qualité médiocre. La congélation a évidemment permis d'obtenir des images beaucoup plus nettes sur lesquelles il est possible de suivre les ramescences bronchiques (Coupes 6, fenêtres abdomen et poumon à 9, fenêtres abdomen et poumon). L'étude du parenchyme pulmonaire en coupes fines présente l'avantage, par rapport à la radiographie conventionnelle, d'éviter les superpositions des lésions alvéolaires, interstitielles et bronchiques [141].

II.E. L'ABDOMEN

La limite crâniale de la cavité abdominale (sommet de la coupole diaphragmatique) est située entre T8 et T9 chez l'*Eulemur fulvus* (Coupe 9), un peu plus caudalement que chez le chien ou elle se situe entre T7 et T8 [137]. Le grand omentum est aussi développé que chez le chien et le chat et recouvre toute la masse viscérale en arrière du foie à l'exception de la vessie (Fig. 27) tout comme chez le chien.

II.E.1. L'appareil digestif

Une des particularités remarquables est le grand développement du colon transverse qui se replie en « épingle à cheveux » et occupe une position ventrale superficielle. Cette même disposition est rencontrée chez le macaque [60]. Rappelons qu'habituellement, c'est le colon ascendant qui évolue pour prendre diverses formes : replié chez le cheval, le cobaye et le hamster, spiralé chez les ruminants ou encore hélicoïdal chez le porc. La partie droite de l'abdomen est occupée crânialement par le duodénum descendant d'un calibre exceptionnel (Coupes 14 à 16) et plus caudalement par le caecum (Coupes 16 à 21). La partie gauche de l'abdomen est occupée par le jéjunum et par le colon descendant. Les organes post diaphragmatiques ont une disposition comparable à ceux des carnivores domestiques. La lobation du foie rappelle celle du chien. Contrairement à l'estomac du chien qui se contracte complètement à vide, à l'exception du fond (« poche à air »), l'estomac du lémurien brun garde sa forme (Figs. 31, 32).

Il aurait été intéressant de procéder à une étude échographique des différentes parties de l'intestin. Un tel examen est riche d'enseignements cliniques puisqu'on peut identifier les différentes couches des parois stomacales et intestinales dans leurs différents segments [32]. L'examen pratique était déjà suffisamment long, cela aurait nécessité une seconde anesthésie de manière à effectuer une étude spécifique sérieuse du tractus digestif, ce que le propriétaire des lémuriens ne souhaitait pas.

La qualité des coupes tomodensitométriques aurait été améliorée par l'utilisation d'un produit de contraste. Par contre, l'animal étant mort, le flou dynamique a été évité. Il est facile de repérer les grands réservoirs comme l'estomac, le duodénum descendant ou le caecum (Coupes 12 à 17). La limite entre le foie et le rein peut être repérée (Coupe 13). Le foie

n'apparaît pas homogène en raison de la présence des vaisseaux sanguins et de la vésicule biliaire (Coupes 12 et 13).

II.E.2. Le rein

Les reins droit et gauche du lémurien brun, en forme de haricot, ressemblent à ceux de beaucoup d'espèces comme le chien [137], le rat [61], et l'homme [113]. Cependant, le rein gauche est légèrement aplati cranio-ventralement. La topographie rénale est légèrement différente de celle du singe rhésus [60]. On peut résumer en disant que les reins d'*Eulemur Fulvus* sont unifiés (cortex et médulla) et que les conduits collecteurs sont regroupés dans une papille, comme chez le rat [61]. La différence réside en ce que cette papille est légèrement allongée comme la crête rénale du chien. D'autre part, contrairement au chien, il n'y a pas de récessus collatéraux de bassin remontant dans la médulla [137]. Les images échographiques des reins du lémurien brun (*Eulemur Fulvus*) ont permis de quantifier des critères comme la surface rénale estimée (largeur x longueur), l'épaisseur de la zone corticale, les diamètres des artères rénales et des valeurs obtenus en power Doppler, conformément à ce qui a été décrit par Gaschen et Schuurman [52]. En accord avec ces auteurs, la mesure de la largeur a été faite en tournant la tête de la sonde de 90° pour réaliser la coupe transversale au niveau du hile rénal [13; 14; 118].

À notre connaissance, c'est la première fois qu'une étude échographique du rein normal chez le lémurien brun a été faite. L'échogénicité du parenchyme rénal cortical et médullaire des reins du lémurien brun sont comparables à ceux des reins d'autres mammifères [137] sauf ceux de l'homme dont le sinus rénal est hyperéchogène [80]. Le fait que la surface rénale augmente de façon significative avec le poids du corps est conforme aux études précédentes sur le singe cynomolgus (*Macaca fascicularis*) [51; 157; 160]. La forme et la structure du rein visualisées par échographie sont en accord avec les observations tirées de la dissection (Fig. 147).

Le volume du rein gauche est un peu plus petit que celui du droit chez le *Macaca fascicularis* [51]. Bien que le volume du rein n'ait pas été mesuré dans notre étude, la surface rénale chez le lémurien entre les côtés gauche et droit ne présente pas de différence significative. Les mesures Doppler sur les diamètres artériels rénaux et le flux sanguin rénal chez l'*Eulemur Fulvus* ont été obtenues chez des animaux anesthésiés.

Plutôt que le color Doppler, le power Doppler peut être utilisé pour visualiser des petits vaisseaux avec un flux de faible amplitude [24; 25; 59; 63]. Cependant, le power Doppler est très sensible aux mouvements lorsque la fréquence de répétition (Pulse Repetition Frequency ou PRF) utilisée dans le système est basse.

En outre, en raison des artéfacts provoqués par les mouvements respiratoires, l'examen des vaisseaux du cortex rénal doit être effectué avec un protocole anesthésique qui garantie une respiration lente. Dans cet esprit, l'utilisation de Kétamine à faible dose est reconnue comme n'ayant pas d'effet significatif sur la pression sanguine systémique ou sur la résistance vasculaire rénale [134]. Ainsi, l'anesthésie des animaux nous a-t-elle permis d'obtenir des valeurs précises par power Doppler sur le flux artériel rénal.

La vitesse du flux sanguin rénal a été trouvée sensiblement plus haute chez le mâle que chez la femelle. Des résultats semblables ont été rapportés chez le rat [171] et chez l'homme [172]. Il y a un intérêt croissant porté à la vitesse du flux sanguin rénal en raison de ses valeurs prédictives dans certains problèmes rénaux. Par exemple, le diagnostic du rejet de la transplantation rénale a montré que les signes de diminutions de la circulation corticale étaient significativement différents entre des greffes normales et anormales [99; 149].

Les coupes tomодensitométriques (14 et 17) permettent bien de repérer les reins. On ne différencie pas le cortex de la médulla sur ces images, mais on peut repérer le hile, les vaisseaux qui s'y rendent et la papille rénale.

II.F. LE BASSIN

La vessie, lorsqu'elle est vide, est de forme plus triangulaire que celle du chien et du chat [137]. Elle est à cheval entre la cavité abdominale et la cavité pelvienne. Les ligaments latéraux de la vessie sont fortement chargés de graisse (Figs. 31, 32) comme ceux du chien. Comme chez ce dernier, la vessie pleine repousse crânialement le grand omentum avec la masse intestinale. On doit prendre en compte cette particularité en cas de réalisation de laparoscopie par la ligne blanche. Assez facile à repérer à l'échographie (Fig. 159), l'épaisseur de sa paroi dépend logiquement de son état de réplétion.

Au scanner, les uretères ne sont pas visibles sur les coupes présentées. La vessie forme une masse homogène (26) dont la taille dépend bien sûr de l'état de réplétion.

Chez la femelle, les ovaires ne sont pas bosselés comme ceux de nos espèces domestiques. L'utérus a une morphologie intermédiaire entre celui des primates comme le macaque [60] et celui de nos herbivores [12]. La conformation interne du col de l'utérus (coupe b4), à l'image de ce qu'on rencontre chez la truie [12], interdit certainement son franchissement par une sonde en dehors des périodes d'oestrus. Le vagin est aplati dorso-ventralement comme celui du macaque [60]. Sur les coupes tomодensitométriques, l'ovaire et la corne utérine ont un coefficient d'absorption semblable, équivalent à celui des muscles.

Chez le mâle, la prostate est située profondément, très caudalement, dans le bassin, en regard de la troisième vertèbre sacrée et de la première vertèbre caudale. Elle entoure entièrement l'urètre, comme chez le chien [137] et chez l'homme. Il serait intéressant de voir s'il existe des troubles de difficulté à la miction suite à un accroissement pathologique (adénome) chez le lémurien brun (*Lemur fulvus*) âgé, comme c'est le cas chez les deux espèces précédentes. Nous n'avons rien trouvé à ce sujet dans la littérature. Le collicule séminal est plus volumineux que celui du chien. La prostate se distingue facilement des structures environnantes sur les coupes tomодensitométriques (coupe 27). L'os pénien apparaît bien sûr très nettement à l'examen du scanner (coupes 27 et 28). Nous n'avons pas trouvé de troubles d'obstruction de l'urètre en raison d'une atteinte de l'os pénien comme on en rencontre chez le chien.

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

Les études consacrées à l'anatomie des lémuriens sont anciennes, peu nombreuses et manquent souvent de précision. L'essentiel porte sur l'anatomie du squelette appendiculaire avec les adaptations locomotrices, quelques uns seulement s'intéressent à la splanchnologie. D'une manière générale, les données relatives à telle ou telle espèce sont peu abondantes et le nombre d'animaux utilisés pour les démontrer est très limité. Ceci explique le peu de comparaison possible entre les résultats obtenus à l'issu de ce travail et les maigres données de la littérature scientifique relative aux lémuriens. Les comparaisons sont souvent faites avec les Primates ou avec les Carnivores. Globalement nos résultats rejoignent ceux des travaux précédents, apportent nombre de précisions concernant l'anatomie et la topographie des viscères des lémuriens bruns et des données inédites sur l'échographie du cœur et du rein. Ces premiers résultats permettent déjà de proposer des valeurs de référence avec les techniques d'échographies actuelles. L'accès aux valeurs de référence normales est nécessaire pour évaluer exactement, de nombreux organes, les reins et le cœur en font partie en tout premier lieu.

Nos résultats suggèrent des différences entre mâles et femelles, d'autres différences relatives aux poids ou à l'âge pourraient être mises en évidence par des examens portant sur un nombre plus important d'individus. Ces données seraient utiles au diagnostic ultrasonographique sur les lémuriens en parc zoologique ou en captivité. Les avantages de l'examen échographique dans ces conditions sont évidents : examen non invasif et donc pouvant être réitéré, technique d'imagerie en temps réel et répétable, possibilité de mesure in situ des structures, facilité de la documentation et de la conservation des données, matériel portable et donc compatible avec l'exercice sur le terrain. Faut-il rappeler que c'est le moyen de référence chez toutes les autres espèces pour le diagnostic *in vivo* des affections cardiaques. Cette étude montre incontestablement que l'examen du cœur et des reins par

échographie est une technique parfaitement réalisable chez le lémurien brun et qui mérite donc d'être développée à des fins d'amélioration du suivi médical.

Nous avons comme perspective de continuer les études anatomiques des lémuriens bruns. Comme nous l'avons fait pour les reins et le cœur, il serait intéressant d'approfondir l'étude d'autres organes.

Ce projet mériterait d'être complété par une étude plus fine, en exploitant l'imagerie par résonance magnétique ou IRM, technique d'imagerie utilisant des ondes radiofréquences dans un champ magnétique, technique qui possède une l'excellente résolution en contraste des images.

L'utilisation des logiciels spécifiques (exemple : logiciel OSIRIX) en imagerie médicale permet de reconstruire des images en trois dimensions à partir des coupes sériées (Figs. 162 et 163). Une fois que les coupes en IRM ou scanner sont reconstituées, il est possible de voir de nombreuses structures anatomiques dans l'espace, de faire tourner la pièce pour l'aborder sous des angles différents, de choisir ses plans de coupes, etc. Cette technique est actuellement exploitée en médecine humaine.

Il serait intéressant de faire une étude similaire chez le lémurien. L'exploitation des images des coupes tomodensitométriques en tridimensionnel nous a déjà permis par exemple de voir l'os hyoïde, chez le lémurien brun. Or nous n'arrivions pas à voir correctement l'appareil hyoïdien pendant la dissection à cause de la petite taille des os (Fig. 163). Ceci est un atout majeur de cette technique, non invasive dont les lémuriens devraient pouvoir bénéficier à terme au même titre que les animaux de compagnie.

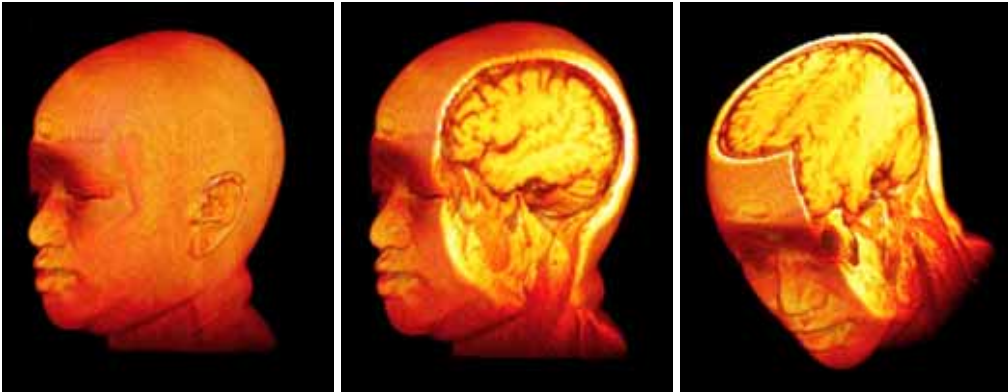


Figure 162 : Images reconstituées en 3D à partir des coupes sériées en IRM (logiciel OSIRIX) sur une tête humaine.

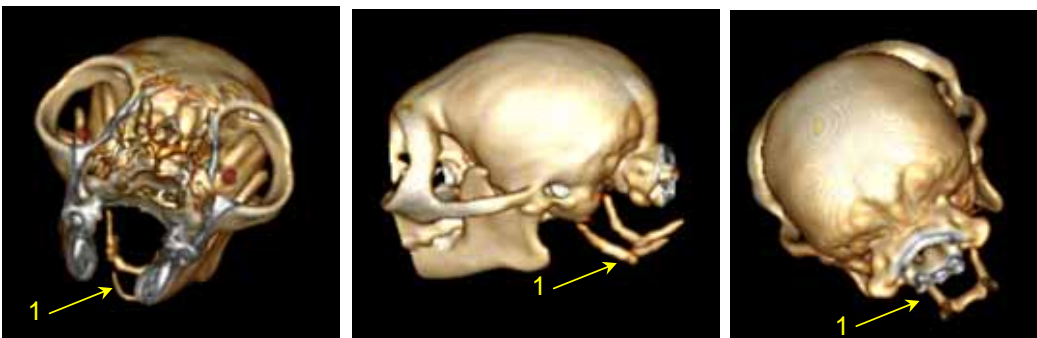


Figure 163 : Images reconstituées en 3D à partir des coupes tomodensitométriques (logiciel OSIRIX) de tête d'Eulemur Fulvus. 1 : Os hyoïde.

REFERENCES URL

<http://www.sauvemamaison.com>

http://crdp.ac-besancon.fr/ressourc/flore/A_LA_MANIERE_DE/monchaux/lemuriens/

www.vet-lyon.fr/ens/Imagerie/Imagerie.html

<http://www.inrp.fr/Acces/biotic/evolut/homme/html/defprim.htm>

<http://lemur.duke/animals/whatis.php>

<http://www.parcs-madagascar.com/angap.htm>

<http://www.madagascar-island.com/tourisme-a-madagascar/bush-du-sud-malgache-16.html>

<http://www.premiumorange.com/lemurs/EFulFulvus>

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1 Allen, D. G.
"Echocardiographic study of the anesthetized cat."
Can J Comp Med, 1982, **46** (2), 115-22.
- 2 Anderson, W. I., J. L. Inhelder and N. W. King, Jr.
"Spontaneous renal lymphosarcoma in a juvenile cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*)."
J Med Primatol, 1994, **23** (1), 56-7.
- 3 Andriamampianina, J.
"Statut des parcs et réserves de Madagascar. In: Priorités en matière de la conservation des espèces à Madagascar. Rapport UICN"
1987, **2**, 27-30
- 4 Aujard, F., F. Cayetanot, M. Bentivoglio and M. Perret
"Age-related effects on the biological clock and its behavioral output in a primate."
Chronobiol Int, 2006, **23** (1-2), 451-60.
- 5 Aujard, F. and M. Perret
"Age-related effects on reproductive function and sexual competition in the male prosimian primate, *Microcebus murinus*."
Physiol Behav, 1998, **64** (4), 513-9.
- 6 Aujard, F., M. Seguy, J. Terrien, R. Botalla, S. Blanc and M. Perret
"Behavioral thermoregulation in a non human primate: effects of age and photoperiod on temperature selection."
Exp Gerontol, 2006, **41** (8), 784-92.
- 7 Barnett, E. and P. Morley
"Ultrasound in the investigation of space-occupying lesions of the urinary tract."
Br J Radiol, 1971, **44** (526), 733-42.
- 8 Barnett, E. and P. Morley
"Abdominal echography."
1974. London: Butterwoth.
- 9 Barone, R.
"Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 5 : Angiologie."
1996. Ed Vigot. Paris.
- 10 Barone, R.
"Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 1 : Ostéologie."
1999. Ed. Vigot. Paris.

- 11 Barone, R.
"Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 2 : Arthrologie et myologie."
2000. Ed. Vigot. Paris.
- 12 Barone, R.
"Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 4 : Appareil uro-génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale."
2001. Ed. Vigot. Paris.
- 13 Barr, F. J.
"Evaluation of ultrasound as a method of assessing renal size in the dog."
J Small Anim Pract, 1990, **31**, 174-179.
- 14 Barr, F. J., P. E. Holt and C. Gibbs
"Ultrasonographic measurement of renal parameters."
J Small Anim Pract, 1990, **31**, 180-184.
- 15 Barron, J. V., D. J. Sahn, L. M. Valdes-Cruz, C. O. Lima, O. Grenadier, H. D. Allen and H. J. Goldberg
"Clinical utility of two-dimensional Doppler echocardiography techniques for estimating pulmonary to systemic flow ratios in children with left to right shunting, atrial septal defect, ventricular septal defect, and patent ductus arteriosus."
J Am Coll Cardiol, 1988, **11**, 825-832.
- 16 Biewener, A. A.
"Bone strength in small mammals and bipedal birds: do safety factors change with body size?"
J Exp Biol, 1982, **98**, 289-301.
- 17 Biewener, A. A.
"Allometry of quadrupedal locomotion: the scaling of duty factor, bone curvature and limb orientation to body size."
J Exp Biol, 1983, **105**, 147-71.
- 18 Biewener, A. A.
"Locomotory stresses in the limb bones of two small mammals: the ground squirrel and chipmunk."
J Exp Biol, 1983, **103**, 131-54.
- 19 Biewener, A. A., J. Thomason, A. Goodship and L. E. Lanyon
"Bone stress in the horse forelimb during locomotion at different gaits: a comparison of two experimental methods."
J Biomech, 1983, **16** (8), 565-76.
- 20 Biller, D. S., B. Kantrowitz, B. P. Partington and T. Miyabayashi
"Diagnostic ultrasound of the urinary bladder."
J. Am. Anim. Hosp. Assoc., 1990, **26**, 397-402.

- 21 Bonagura, J. D., D. S. Herring and F. Welker
"Echocardiography."
Vet Clin North Am Equine Pract, 1985, **1** (2), 311-33.
- 22 Bonagura, J. D., M. R. O'Grady and D. S. Herring
"Echocardiography. Principles of interpretation."
Vet Clin North Am Small Anim Pract, 1985, **15** (6), 1177-94.
- 23 Boskoff, K. J.
"The oestrous cycle of the brown lemur, *Lemur fulvus*."
J Reprod Fertil, 1978, **54** (2), 313-8.
- 24 Bude, R. O. and J. M. Rubin
"Power Doppler sonography."
Radiology, 1996, **200** (1), 21-3.
- 25 Bude, R. O., J. M. Rubin and R. S. Adler
"Power versus conventional color Doppler sonography: comparison in the depiction of normal intrarenal vasculature."
Radiology, 1994, **192** (3), 777-80.
- 26 Campbell, J. L., J. H. Eisemann, C. V. Williams and K. M. Glenn
"Description of the gastrointestinal tract of five lemur species: *Propithecus tattersalli*, *Propithecus verreauxi coquereli*, *Varecia variegata*, *Hapalemur griseus*, and *Lemur catta*."
Am J Primatol, 2000, **52** (3), 133-42.
- 27 Campbell, J. L., C. V. Williams and J. H. Eisemann
"Characterizing gastrointestinal transit time in four lemur species using barium-impregnated polyethylene spheres (BIPS)."
Am J Primatol, 2004, **64** (3), 309-21.
- 28 Cartee, R. E.
"Diagnostic ultrasonography."
Med Vet Pract, 1980, **61** (9), 744-7.
- 29 Cartee, R. E.
"Ultrasonography: a new diagnostic technique for veterinary medicine."
Vet Med Small Anim Clin, 1980, **75** (10), 1524-33.
- 30 Cartee, R. E., B. A. Selcer and C. S. Patton
"Ultrasonographic diagnosis of renal disease in small animals."
J Am Vet Med Assoc, 1980, **176** (5), 426-30.
- 31 Chetboul, V., J. L. Pouchelon and P. Bonhoeffer
"L'examen Doppler cardiaque chez les carnivores domestiques."
Rec. Med. Vet., 1995, **171**, 799-818.

- 32 Chetboul, V., J. L. Pouchelon, D. Tessier-Vetzel and B.-A. S.
"Echographie et Doppler du chien et du chat. Principes physiques de l'échocardiographie et de l'écho-Doppler."
2005. Ed. Vigot. Paris.
- 33 Cittadini, A., H. Stromer, S. E. Katz, R. Clark, A. C. Moses, J. P. Morgan and P. S. Douglas
"Differential cardiac effects of growth hormone and insulin-like growth factor-1 in the rat. A combined in vivo and in vitro evaluation."
Circulation, 1996, **93** (4), 800-9.
- 34 Coiffier, O.
"Contribution à l'étude des helminthoses digestives des lémuriens appartenant au genre Lemur et Eulemur, au Parc Zoologique de Tsimbazaza Madagascar."
Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, 2000
- 35 Decker, R. L. and F. S. Slazay
"Origins and functions of the pes in the Eocene Adapidae (Lemuriformes, primates).
In: Primate Locomotion."
1974. Academic Press. New York.
- 36 Doroshow, J. H., G. Y. Locker and C. E. Myers
"Experimental animal models of adriamycin cardiotoxicity."
Cancer Treat Rep, 1979, **63** (5), 855-60.
- 37 Drea, C. M.
"Sex and seasonal differences in aggression and steroid secretion in Lemur catta: are socially dominant females hormonally 'masculinized'?"
Horm Behav, 2007, **51** (4), 555-67.
- 38 Drea, C. M. and A. Weil
"External genital morphology of the ring-tailed lemur (Lemur catta): Females are naturally "masculinized".
J Morphol, oct 30 2007.
- 39 Durell, L.
"La propagation en captivité en tant que stratégie de conservation de la faune menacée de Madagascar. In: Priorités en matière de la conservation des espèces à Madagascar."
Rapport UICN.
1987, **2**, 147-150
- 40 Eaglen, R. H. and K. J. Boskoff
"The birth and early development of a captive sifaka, Propithecus verreauxi coquereli."
Folia Primatol (Basel), 1978, **30** (3), 206-19.
- 41 Engel, B. T. and M. I. Talan
"Diurnal patterns of hemodynamic performance in nonhuman primates."
Am J Physiol, 1987, **253** (5 Pt 2), R779-85.

- 42 Faulkner, A. L. and S. M. Lehman
"Feeding patterns in a small-bodied nocturnal folivore (*Avahi laniger*) and the influence of leaf chemistry: a preliminary study."
Folia Primatol (Basel), 2006, **77** (3), 218-27.
- 43 Feeney, D. A., G. R. Johnston and P. A. Walter
"Ultrasonography of the kidney and prostate gland. Has gray-scale ultrasonography replaced contrast radiography?"
Probl Vet Med, 1991, **3** (4), 619-46.
- 44 Feigenbaum, H.
"Echocardiography (4e ed.)."
1986. Ed. Lea and Febiger. Philadelphia.
- 45 Fleischer, A. C., A. D. Dowling, M. L. Weinstein and A. E. James, Jr.
"Sonographic patterns of distended, fluid-filled bowel."
Radiology, 1979, **133** (3 Pt 1), 681-5.
- 46 Fleischer, A. C., C. A. Muhletaler and A. E. James, Jr.
"Sonographic patterns arising from normal and abnormal bowel."
Radiol Clin North Am, 1980, **18** (1), 145-59.
- 47 Fowler, M.
"Zoo and wild animal medicine."
1986. Ed. WB Saunders. Philadelphia.
- 48 Fowler, M.
"Zoo and wild animal medicine."
2003. Ed. WB Saunders. Philadelphia.
- 49 Garnier, M., V. Delmare, J. Delmare and T. Delmare
"Dictionnaire illustré des termes de médecine."
2006. Ed. Maloine. Paris.
- 50 Gaschen, L., M. Audet, K. Menninger and H. J. Schuurman
"Ultrasonographic findings of functioning renal allografts in the cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*)."
J Med Primatol, 2001, **30** (1), 46-55.
- 51 Gaschen, L., K. Menninger and H. J. Schuurman
"Ultrasonography of the normal kidney in the cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*): morphologic and Doppler findings."
J Med Primatol, 2000, **29** (2), 76-84.
- 52 Gaschen, L. and H. J. Schuurman
"Renal allograft vasculopathy: ultrasound findings in a non-human primate model of chronic rejection."
Br J Radiol, 2001, **74** (881), 411-9.

- 53 Gebo, D. L.
"Foot morphology and locomotor adaptation in Eocene primates."
Folia Primatol (Basel), 1988, **50** (1-2), 3-41.
- 54 Gebo, D. L.
"Postcranial adaptation in Nonhuman Primates."
1993. Gebo DL editor. Northern Illinois University Press. DeKalb.
- 55 Gouni, V., F. J. Serres, J. L. Pouchelon, R. Tissier, H. P. Lefebvre, A. P. Nicolle, C. C. Sampedrano and V. Chetboul
"Quantification of mitral valve regurgitation in dogs with degenerative mitral valve disease by use of the proximal isovelocity surface area method."
J Am Vet Med Assoc, 2007, **231** (3), 399-406.
- 56 Grassé, P.
"Traité de Zoologie: Anatomie, Systématique, Biologie. Mammifères Les ordres: Anatomie, Ethologie, Systématique. Tome XVII, Fascicule II."
1955. Ed. Masson. Paris.
- 57 Gurbutt, N.
"Mammals of Madagascar."
1999. Yale University Press. London.
- 58 Haider, B., C. K. Yeh, G. Thomas, H. A. Oldewurtel, M. M. Lyons and T. J. Regan
"Altered myocardial function and collagen in diabetic rhesus monkeys on atherogenic diet."
Trans Assoc Am Physicians, 1978, **91**, 197-203.
- 59 Hamper, U. M., M. R. DeJong, C. I. Caskey and S. Sheth
"Power Doppler imaging: clinical experience and correlation with color Doppler US and other imaging modalities."
Radiographics, 1997, **17** (2), 499-513.
- 60 Hartman, C. G. and W. L. Straus
"The anatomy of the rhesus monkey."
1971. Ed. Hafner Publishing. New York.
- 61 Hebel, R. and M. O. Stromerberg
"Anatomy of the laboratory rat."
1976. Ed Williams and Wilkins. Baltimore.
- 62 Heissat, F.
"Echographie abdominale des primates non humains: création d'un DVD vidéo."
Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort., 2006
- 63 Helenon, O., J. M. Correas, J. Chabriaux, J. C. Boyer, P. Melki and J. F. Moreau
"Renal vascular Doppler imaging: clinical benefits of power mode."
Radiographics, 1998, **18** (6), 1441-54; discussion 1455-7.

- 64 Hildebrandt, T. and F. Goritz
"Use of ultrasonography in zoo animals."
In: FOWLER, MILLER. Zoo and wild animal medicine: current therapy.
1999, 4th ed. WB Saunders. Philadelphia.
- 65 Hill, W. C. O.
"Primates, comparative anatomy and taxonomy."
1953. The University Press. Edinburgh.
- 66 Jacobs, G. and D. H. Knight
"Change in M-mode echocardiographic values in cats given ketamine."
Am J Vet Res, 1985, **46** (8), 1712-3.
- 67 Jakovljevic, S.
"In: Harroun G.: Echographie du chien et du chat. Echographie de l'appareil urinaire."
1995. Ed. Vigot. Paris.
- 68 Jakovljevic, S., W. J. Rivers, R. Chun, V. L. King and C. M. Han
"Results of renal ultrasonography performed before and during administration of saline (0.9% NaCl) solution to induce diuresis in dogs without evidence of renal disease."
Am J Vet Res, 1999, **60** (4), 405-9.
- 69 James, A. E., Jr., J. B. Brayton, G. Novak, D. Wight, T. K. Shehan, R. M. Bush and R. C. Sanders
"The use of diagnostic ultrasound in evaluation of the abdomen in primates with emphasis on the rhesus monkey (*Macaca mulatta*)."
J Med Primatol, 1976, **5** (3), 160-75.
- 70 James, A. E., Jr., R. G. Sanders, F. A. Osterman, G. R. Novak and R. M. Bush
"Abdominal ultrasound in animals."
Semin Roentgenol, 1975, **10** (4), 323-8.
- 71 Johnson, K. A., B. E. Powers, S. J. Withrow and S. M. J. e. al
"Splénomégaly i Dogs. Predictors of Neoplasia and Survival after splenectomy."
Journal of Veterinary Internal Medicine, 1990, **3**, 160-166.
- 72 Jouffroy, F. K.
"Osteology and myology of the lemuriform post-cranial skeleton. In LemurBiology."
1975. Tattersal and Sussman eds. New York.
- 73 Junge, R. E., K. G. Mehren, T. P. Meehan, G. J. Crawshaw, M. C. Duncan, L. Gilula, F. Gannon, G. Finkel and M. P. Whyte
"Periarticular hyperostosis and renal disease in six black lemurs of two family groups."
J Am Vet Med Assoc, 1994, **205** (7), 1024-9.

- 74 Jungers, W. L.
"Locomotion, limb proportions, and skeletal allometry in lemurs and lorises."
Folia Primatol (Basel), 1979, **32** (1-2), 8-28.
- 75 Jungers, W. L., L. R. Godfrey, E. L. Simons and P. S. Chatrath
"Phalangeal curvature and positional behavior in extinct sloth lemurs (Primates, Palaeopropithecidae)."
Proc Natl Acad Sci U S A, 1997, **94** (22), 11998-12001.
- 76 Jungers, W. L., F. K. Jouffroy and J. T. Stern, Jr.
"Gross structure and function of the quadriceps femoris in *Lemur fulvus*: an analysis based on telemetered electromyography."
J Morphol, 1980, **164** (3), 287-99.
- 77 Karger, S.
"Pathology of simian primates, Part I: Genaral pathology."
1972. R.N. T-W-Fiennes. London.
- 78 Karger, S.
"Pathology of simian primates, Part II: Infectious and parasitic diseases."
1972. R.N. T-W-Fiennes. London.
- 79 Kazakova, R. T., A. P. Iurenev, B. S. Kulaev, A. N. Nazin and V. Shevchenko Iu
"[Results of echocardiographic studies of *Macaca mulatta* monkeys at rest]."
Kosm Biol Aviakosm Med, 1985, **19** (3), 81-4.
- 80 Kedar, R. P., C. D. Collins and D. O. Cosgrove
"Case report: cachexia of the kidney--a cause of pseudo-hydronephrosis."
Br J Radiol, 1994, **67** (798), 596-8.
- 81 Kenneth, J. W. T.
"Atlas of Ultrasonography. 2nd ed."
Churchill Livingstone Inc, New York, 1985, **2**, 1023-1051.
- 82 Kimmey, M. B., R. W. Martin, R. C. Haggitt, K. Y. Wang, D. W. Franklin and F. E. Silverstein
"Histologic correlates of gastrointestinal ultrasound images."
Gastroenterology, 1989, **96** (2 Pt 1), 433-41.
- 83 Kimmey, M. B., F. E. Silverstein, R. C. Haggitt, W. P. Shuman, L. A. Mack, C. A. Rohrmann, A. A. Moss and D. W. Franklin
"Cross-sectional imaging method. A system to compare ultrasound, computed tomography, and magnetic resonance with histologic findings."
Invest Radiol, 1987, **22** (3), 227-31.
- 84 King, B. F.
"Development and structure of the placenta and fetal membranes of nonhuman primates."
J Exp Zool, 1993, **266** (6), 528-40.

- 85 Kollmann, P. M. and L. Papin
"Annales des Sciences Naturelles. Zoologie. Etudes sur les lémuriens: le larynx et le pharynx."
1914. Ed. Gaston Doin. Paris.
- 86 Kollmann, P. M. and L. Papin
"Annales des Sciences Naturelles. Zoologie. Etudes sur les lémuriens: Anatomie comparée de fosses nasales et leurs annexes."
1925. Ed. Gaston Doin. Paris.
- 87 Konde, L. J., R. H. Wrigley, R. D. Park and J. L. Lebel
"Ultrasonographic anatomy of the normal canine kidney."
Vet. Radiol., 1984, **25**, 173-178.
- 88 Korcarz, C. E., P. A. Padrid, S. G. Shroff, L. Weinert and R. M. Lang
"Doppler echocardiographic reference values for healthy rhesus monkeys under ketamine hydrochloride sedation."
J Med Primatol, 1997, **26** (6), 287-98.
- 89 Lamb, C. R.
"Abdominal Ultrasonography in small animals: examination of the Liver, Spleen, and Pancreas."
Journal of Small animal Practice, 1990, **31**, 6-15.
- 90 Lamb, C. R.
"Abdominal ultrasonography in small animals: intestinal tract and mesentery, kidneys, adrenal glands, uterus and prostate."
J. small Anim. Ptract., 1990, **31**, 295-304.
- 91 Larson, S. G., D. Schmitt, P. Lemelin and M. Hamrick
"Uniqueness of primate forelimb posture during quadrupedal locomotion."
Am J Phys Anthropol, 2000, **112** (1), 87-101.
- 92 Larson, S. G. and J. T. Stern, Jr.
"The role of propulsive muscles of the shoulder during quadrupedalism in vervet monkeys (*Cercopithecus aethiops*): implications for neural control of locomotion in primates."
J Mot Behav, 1989, **21** (4), 457-72.
- 93 Larson, S. G. and J. T. Stern, Jr.
"Further evidence for the role of supraspinatus in quadrupedal monkeys."
Am J Phys Anthropol, 1992, **87** (3), 359-63.
- 94 Larson, S. G. and J. T. Stern, Jr.
"Maintenance of above-branch balance during primate arboreal quadrupedalism: coordinated use of forearm rotators and tail motion."
Am J Phys Anthropol, 2006, **129** (1), 71-81.

- 95 Larson, S. G. and J. T. Stern, Jr.
"Humeral retractor EMG during quadrupedal walking in primates."
J Exp Biol, 2007, **210** (Pt 7), 1204-15.
- 96 Le Bobinnec, G.
"In: Harrounian G.: Echographie du chien et du chat. Enregistrement d'un échocardiogramme, incidences et coupes utilisées chez le chien et le chat."
1995. Ed. Vigot. Paris.
- 97 Le Minor, J. M.
"The popliteal sesamoid bone (cyamella) in primates."
Am. J. of Physical Anthropol, 1991, **87** (1), 107-110.
- 98 Lewis, O. J.
"Derived morphology of the wrist articulations and theories of hominoid evolution. Part I. The lorisine joints."
J Anat, 1985, **140** (Pt 3), 447-60.
- 99 Lu, M. D., X. Y. Yin, G. S. Wan and X. Y. Xie
"Quantitative assessment of power Doppler mapping in the detection of renal allograft complications."
J Clin Ultrasound, 1999, **27** (6), 319-23.
- 100 Maibeche, M.
"Reproduction des lémuriens à Madagascar: exemple d'un écosystème menacé."
Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort., 1993
- 101 Marivaux, L., K. C. Beard, Y. Chaimanee, J. J. Jaeger, B. Marandat, A. N. Soe, S. T. Tun, H. H. Aung and W. Htoon
"Anatomy of the bony pelvis of a relatively large-bodied strepsirrhine primate from the late middle Eocene Pondaung Formation (central Myanmar)."
J Hum Evol, 2008 Mar; **54** (3):391-404.
- 102 Marivaux, L., J. L. Welcomme, P. O. Antoine, G. Metais, I. M. Baloch, M. Benammi, Y. Chaimanee, S. Ducrocq and J. J. Jaeger
"A fossil lemur from the Oligocene of Pakistan."
Science, 2001, **294** (5542), 587-91.
- 103 Matsell, D. G., A. Mok and A. F. Tarantal
"Altered primate glomerular development due to in utero urinary tract obstruction."
Kidney Int, 2002, **61** (4), 1263-9.
- 104 McClure, H. M.
"Pathology of the Rhesus monkey. In: Bourn G.H.: The rhesus monkey."
1975. Academic Press Edition. New York.

- 105 McMahon, T. A.
"Using body size to understand the structural design of animals: quadrupedal locomotion."
J Appl Physiol, 1975, **39** (4), 619-27.
- 106 Mittemeier, R. A., I. Tattersall, W. R. Konstant, D. M. Meyers and R. B. Mast
"Lemurs of Madagascar. Conservation International, tropical fields guide series."
1994. Washington.
- 107 Moise, N. S. and A. E. Dietze
"Echocardiographic, electrocardiographic, and radiographic detection of cardiomegaly in hyperthyroid cats."
Am J Vet Res, 1986, **47** (7), 1487-94.
- 108 Moise, N. S., A. E. Dietze, L. E. Mezza, D. Strickland, H. N. Erb and N. J. Edwards
"Echocardiography, electrocardiography, and radiography of cats with dilatation cardiomyopathy, hypertrophic cardiomyopathy, and hyperthyroidism."
Am J Vet Res, 1986, **47** (7), 1476-86.
- 109 Moritsugu, O., J. J. McNamara, A. Suehiro, G. T. Suehiro and K. Sue-Ako
"The effects of thoracic aortic cross-clamping and declamping on visceral organ blood flow."
Ann Surg, 1983, **197**, 459-463.
- 110 Morrison, S. A., N. S. Moise, J. Scarlett, H. Mohammed and A. E. Yeager
"Effect of breed and body weight on echocardiographic values in four breeds of dogs of differing somatotype."
J Vet Intern Med, 1992, **6** (4), 220-4.
- 111 Mulligan, S. A., D. B. Koslin and L. L. Berland
"Duplex evaluation of native renal vessels and renal allografts."
Semin Ultrasound CT MR, 1992, **13** (1), 40-52.
- 112 Napier, J. R. and A. C. Walker
"Vertical clinging and leaping--a newly recognized category of locomotor behaviour of primates."
Folia Primatol (Basel), 1967, **6** (3), 204-19.
- 113 Netter, F. H.
"Atlas of human anatomy."
1989. Ciba Ceigy Corp. Japan.
- 114 Nussmeier, N. A., J. L. Benthuyssen, E. P. Steffey, J. H. Anderson, E. E. Carstens, J. H. Eisele, Jr. and T. H. Stanley
"Cardiovascular, respiratory, and analgesic effects of fentanyl in unanesthetized rhesus monkeys."
Anesth Analg, 1991, **72** (2), 221-6.

- 115 Nyberg, D. A., L. A. Mack, R. M. Patten and D. R. Cyr
"Fetal bowel. Normal sonographic findings."
J Ultrasound Med, 1987, **6** (1), 3-6.
- 116 Nyland, T. G. and D. A. Hager
"Sonography of the liver, gallbladder, and spleen."
Vet Clin North Am Small Anim Pract, 1985, **15** (6), 1123-48.
- 117 Nyland, T. G. and J. S. Mattoon
"Small animal diagnostic ultrasound. 2nd ed."
2002. Ed. WB Saunders. Philadelphia.
- 118 Nyland, T. G., J. S. Mattoon and E. R. Wisner
"Ultrasonography of the urinary tract and adrenal glands. In: Nyland, T. G. and Mattoon, J.S. editors: Veterinary diagnostic ultrasound."
1995. Ed. WB Saunders. Philadelphia.
- 119 Overdorff, D. J.
"Ecological correlates to social structure in two lemur species in Madagascar."
Am J Phys Anthropol, 1996, **100** (4), 487-506.
- 120 Overdorff, D. J.
"Are Eulemur species pair-bonded? Social organization and mating strategies in Eulemur fulvus rufus from 1988-1995 in southeast Madagascar."
Am J Phys Anthropol, 1998, **105** (2), 153-66.
- 121 Oxnard, C. E.
"Some locomotor adaptations among lower primates: implications for primate evolution. In: The concepts of Human Evolution."
1973. Academic Press. London.
- 122 Penninck, D. G.
"In: Harrounian G.: Echographie du chien et du chat. Echographie du tube digestif."
1995. Ed. Vigot. Paris.
- 123 Penninck, D. G., T. G. Nyland, P. E. Fischer and L. Y. Kerr
"Ultrasonography of the normal canine gastrointestinal tract."
Vet. Radiol., 1989, **30** (6), 272-276.
- 124 Penninck, D. G., T. G. Nyland, L. Y. Kerr and P. E. Fischer
"Ultrasonographic Evaluation of gastrointestinal Diseases in Small animals."
Vet. Radiol., 1990, **31** (3), 134-141.
- 125 Pereira, M. E., R. Kaufman, P. M. Kappeler and D. J. Overdorff
"Female dominance does not characterize all of the Lemuridae."
Folia Primatol (Basel), 1990, **55** (2), 96-103.

- 126 Pereira, M. E. and C. A. McGlynn
"Special relationships instead of female dominance for redfronted lemurs, *Eulemur fulvus rufus*."
Am J Primatol, 1997, **43** (3), 239-58.
- 127 Perret, M. and F. Aujard
"[Aging and biological rhythms in primates]."
Med Sci (Paris), 2006, **22** (3), 279-83.
- 128 Poliak, S.
"L'alimentation des lémuriens en captivité."
Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 1981
- 129 Polk, J. D.
"Adaptive and phylogenetic influences on musculoskeletal design in cercopithecine primates."
J Exp Biol, 2002, **205** (Pt 21), 3399-412.
- 130 Popilskis, S. J. and D. F. Kohn
"Anesthesia and analgesia in nonhuman primates. In: Kohn, D.F. and Wixson, S.K.: *Anesthesia and analgesia in laboratory animals*."
1997. San Diego: Academic Press.
- 131 Quevauvilliers, J., A. Somogyi and A. Fingerhut
"Dictionnaire Médical."
2004. Paris.
- 132 Randrianambinina, B., D. Rakotondravony, U. Radespiel and E. Zimmermann
"Seasonal changes in general activity, body mass and reproduction of two small nocturnal primates: a comparison of the golden brown mouse lemur (*Microcebus ravelobensis*) in Northwestern Madagascar and the brown mouse lemur (*Microcebus rufus*) in Eastern Madagascar."
Primates, 2003, **44** (4), 321-31.
- 133 Reynolds, V.
"Primate behaviour and the origins of war."
Med War, 1987, **3** (2), 111-6.
- 134 Rivers, B. J., P. A. Walter, J. G. Letourneau, D. E. Finlay, E. R. Ritenour, V. L. King, T. D. O'Brien and D. J. Polzin
"Duplex Doppler estimation of resistive index in arcuate arteries of sedated, normal female dogs: implications for use in the diagnosis of renal failure."
J Am Anim Hosp Assoc, 1997, **33** (1), 69-76.
- 135 Roberts, D. and I. Davidson
"The lemur scapula. In: Tattersall and Sussman R.W.: *Lemur biology*."
1975. New York.

- 136 Ruberte, J. and J. Sautet
"Atlas d'anatomie du chien et du chat. Thorax et membre thoracique."
1997. Ed. Multimédica. Spain.
- 137 Ruberte, J. and J. Sautet
"Atlas d'anatomie du chien et du chat. Abdomen, bassin et membre pelvien."
1998. Ed. Multimédica. Spain.
- 138 Saban, R., E. A. Cabanis, M. T. Iba-Zizen, J. Rinjard, P. A. Villiers, C. Meuge, L. Strazielle and R. Dupuis
"[In vivo cephalic x-ray computed tomography of the chimpanzee (*Pan troglodytes*, *Catarrhini*, *Anthropomorpha*) in the neuro-ocular plane]."
C R Acad Sci III, 1985, **300** (8), 341-6.
- 139 Saban, R., M. T. Iba Zizen, J. Rinjard, K. Christov, L. Strazielle and E. A. Cabanis
"[Computed cerebral tomography in vivo in *Macaca irus* I. Geof. on the neuro-ocular plane. Comparison with man]."
C R Seances Acad Sci III, 1983, **297** (3), 131-6.
- 140 Sahn, D. J., A. DeMaria, J. Kisslo and A. Weyman
"Recommendations regarding quantitation in M-mode echocardiography: results of a survey of echocardiographic measurements."
Circulation, 1978, **58** (6), 1072-83.
- 141 Sauret, J.
"Atlas d'anatomie du chien en coupes séries corrélées aux coupes T.D.M et I.R.M. Coupes axiales transverses de la tête, du cou, du thorax, de l'abdomen et du bassin".
1990, Paris.
- 142 Schlambitz-Loutsevitch, N. E., G. B. Hubbard, P. A. Frost, L. B. Cummins, E. J. J. R. Dick, P. W. Nathanielsz and T. J. McDonald
"Abdominal pregnancy in a baboon: a first case report."
J. Med. Primatol., 2004, **3** (1), 55-9.
- 143 Schmidt, M.
"Hind limb proportions and kinematics: are small primates different from other small mammals?"
J Exp Biol, 2005, **208** (Pt 17), 3367-83.
- 144 Schmidt, M. and M. S. Fischer
"Cineradiographic study of forelimb movements during quadrupedal walking in the brown lemur (*Eulemur fulvus*, *Primates: Lemnidae*)."
Am J Phys Anthropol, 2000, **111** (2), 245-62.
- 145 Shapiro, L. J. and W. L. Jungers
"Electromyography of back muscles during quadrupedal and bipedal walking in primates."
Am J Phys Anthropol, 1994, **93** (4), 491-504.

- 146 Shapiro, L. J., C. V. Seiffert, L. R. Godfrey, W. L. Jungers, E. L. Simons and G. F. Randria
"Morphometric analysis of lumbar vertebrae in extinct Malagasy strepsirrhines."
Am J Phys Anthropol, 2005, **128** (4), 823-39.
- 147 Shrewsbury, M.
"Pollical oblique ligament in humans and non-human primates."
J Anat, 2003, **202** (4), 397-407.
- 148 Shrewsbury, M. M., M. W. Marzke, R. L. Linscheid and S. P. Reece
"Comparative morphology of the pollical distal phalanx."
Am J Phys Anthropol, 2003, **121** (1), 30-47.
- 149 Sidhu, M. K., S. Gambhir, R. B. Jeffrey, Jr., F. G. Sommer, K. C. Li, N. R. Krieger, E. J. Alfrey and J. D. Scandling
"Power Doppler imaging of acute renal transplant rejection."
J Clin Ultrasound, 1999, **27** (4), 171-5.
- 150 Stern, J. T., Jr., W. L. Jungers and R. L. Susman
"Quantifying phalangeal curvature: an empirical comparison of alternative methods."
Am J Phys Anthropol, 1995, **97** (1), 1-10.
- 151 Stern, J. T., Jr. and R. L. Susman
"The locomotor anatomy of *Australopithecus afarensis*."
Am J Phys Anthropol, 1983, **60** (3), 279-317.
- 152 Swindle, M. M., J. R. Blum, S. D. Lima and J. L. Weiss
"Spontaneous mitral valve prolapse in a breeding colony of rhesus monkeys."
Circulation, 1985, **71** (1), 146-53.
- 153 Szalay, F. S. and C. C. Katz
"Phylogeny of lemurs, galagos and lorises."
Folia Primatol (Basel), 1973, **19** (2), 88-103.
- 154 Tarantal, A. F., V. K. Han, K. C. Cochrum, A. Mok, M. daSilva and D. G. Matsell
"Fetal rhesus monkey model of obstructive renal dysplasia."
Kidney Int, 2001, **59** (2), 446-56.
- 155 Tattersall, I.
"The primates of Madagascar."
1982. Colombia University Press. New York.
- 156 Tattersall, I.
"Les lémuriens de Madagascar."
Pour la Science, 1993, **185**, 66-73.

- 157 Taylor, K. J. and W. H. Marks
"Use of Doppler imaging for evaluation of dysfunction in renal allografts."
AJR Am J Roentgenol, 1990, **155** (3), 536-7.
- 158 Teshima, K., K. Asano, K. Iwanaga, H. Koie, M. Uechi, Y. Kato, K. Kutara, N. Kanno, M. Seki, K. Edamura, A. Hasegawa and S. Tanaka
"Evaluation of left ventricular Tei index (index of myocardial performance) in healthy dogs and dogs with mitral regurgitation."
J Vet Med Sci, 2007, **69** (2), 117-23.
- 159 Thornton, S. M.
"Primates. In: Meredith A., Redrobe S., Bsava: Manual pf. exotic pets. 4th ed."
2002. Gloucester.
- 160 Townsend, R. R., S. J. Tomlanovich, R. B. Goldstein and R. A. Filly
"Combined Doppler and morphologic sonographic evaluation of renal transplant rejection."
J Ultrasound Med, 1990, **9** (4), 199-206.
- 161 Traverso, L. W. and R. R. Gomez
"Hemodynamic measurements after administration of aprotinin and/or heparin during pancreatic cell autotransplantation in the dog, pig, and monkey."
Ann Surg, 1982, **195** (4), 479-85.
- 162 Vallois, H.
"In Grassé: Traité de Zoologie: Anatomie, Systématique, Biologie. Mammifères Les ordres: Anatomie, Ethologie, Systématique. Tome XVII, Fascicule II."
1955. Ed. Masson. Paris.
- 163 Valverde, C., R. Tarara and S. Griffin
"Intestinal adenocarcinoma in macaques".
(1999). Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. Lawrence USA.
- 164 Wagner, W. M. and R. M. Kirberger
"Radiographic anatomy of the thorax and abdomen of the common marmoset (Callithrix jacchus)."
Vet Radiol Ultrasound, 2005, **46** (3), 217-24.
- 165 Wagner, W. M. and R. M. Kirberger
"Transcutaneous ultrasonography of the abdomen in the normal common marmoset (Callithrix jacchus)."
Vet Radiol Ultrasound, 2005, **46** (3), 251-8.
- 166 Wallar and Boever
"Diseases of exotic animals: medical an surgical management."
1983. Ed. WB Saunders. Philadephia.

- 167 Wallrabe, D., F. Wolter, H. Heine, G. Martin, T. Urmantscheeva and W. Storrer
"The application of the Doppler echocardiography for the determination of prompt hemodynamic reactors in the Rhesus monkey."
Zeit. Klin. Med., 1989, **44**, 483-492.
- 168 Walter, P. A., D. A. Feeney, G. R. Johnston and T. P. O'Leary
"Ultrasonographic evaluation of renal parenchymal diseases in dogs: 32 cases (1981-1986)."
J Am Vet Med Assoc, 1987, **191** (8), 999-1007.
- 169 Walter, P. A., G. R. Johnston, D. A. Feeney and T. D. O'Brien
"Renal ultrasonography in healthy cats."
Am J Vet Res, 1987, **48** (4), 600-7.
- 170 Ward, S. C. and R. W. Sussman
"Correlates between locomotor anatomy and behavior in two sympatric of Lemur."
Am J Phys Anthropol, 1979, **50** (4), 575-90.
- 171 Wexler, B. C. and B. P. Greenberg
"Pathophysiological differences between paired and communal breeding of male and female Sprague-Dawley rats."
Circ Res, 1978, **42** (1), 126-35.
- 172 Wiinberg, N., A. Hoegholm, H. R. Christensen, L. E. Bang, K. L. Mikkelsen, P. E. Nielsen, T. L. Svendsen, J. P. Kampmann, N. H. Madsen and M. W. Bentzon
"24-h ambulatory blood pressure in 352 normal Danish subjects, related to age and gender."
Am J Hypertens, 1995, **8** (10 Pt 1), 978-86.
- 173 Williams, C. V., K. M. Glenn, J. F. Levine and W. A. Horne
"Comparison of the efficacy and cardiorespiratory effects of medetomidine-based anesthetic protocols in ring-tailed lemurs (*Lemur catta*)."
J Zoo Wildl Med, 2003, **34** (2), 163-70.
- 174 Williams, D. M., G. A. Rouse and P. A. Tan-Sinn
"The gastrointestinal wall Layers."
JDMS, 1990, 13-17.
- 175 Williams, J. K., M. S. Anthony and T. B. Clarkson
"Coronary heart disease in rhesus monkeys with diet-induced coronary artery atherosclerosis."
Arch Pathol Lab Med, 1991, **115** (8), 784-90.
- 176 Wood, A. K. and P. H. McCarthy
"Ultrasonographic-anatomic correlation and an imaging protocol of the normal canine kidney."
Am J Vet Res, 1990, **51** (1), 103-8.

- 177 Wood, A. K. W., P. H. McCarthy, T. L. W. Rothwell and J. M. Simpson
"Sonographic and histopathological studies of the canine prostate."
Vet. Radiol., 1991, **32**, 170-175.
- 178 Yeager, A. E. and W. I. Anderson
"Study of association between histologic features and echogenicity of architecturally
normal cat kidneys."
Am J Vet Res, 1989, **50** (6), 860-3.
- 179 Yoder, A. D., M. Cartmill, M. Ruvolo, K. Smith and R. Vilgalys
"Ancient single origin for Malagasy primates."
Proc Natl Acad Sci U S A, 1996, **93** (10), 5122-6.



Eulemur fulvus rufus

ANNEXES



Eulemur fulvus ablifrons



Eulemur fulvus collaris

ANNEXE 1 : ANGAP

Parcs et réserves

En réaction à la disparition des forêts et à ses conséquences sur la faune et la flore, une cinquantaine de parcs et réserves (Fig x) ont été créés sur l'île et sont gérés par **L'ANGAP** (**A**ssociation **N**ationale pour la **G**estion des **A**ires **P**rotégées). Ces aires protégées ne sont pas toutes ouvertes au public. On en distingue trois types :

- ***Les parcs nationaux***, comme ceux du massif de l'Isalo, de la montagne d'Ambre, de l'Ankarana, de Ranomafana, d'Andasibe-Mantadia, de Masoala-Nosy, de Mangabe et des Tsingy du Bemaraha sont accessibles au public.
- ***Les réserves spéciales***, créées pour protéger des espèces animales ou végétales particulières (comme la réserve spéciale de l'Ankarana), sont également accessibles au public.
- ***Les réserves naturelles intégrales*** sont entièrement protégées et ouvertes uniquement aux chercheurs.

Fonctionnement de l'ANGAP

L'ANGAP est un organisme non gouvernemental (ONG) d'appui (<http://www.parcs-madagascar.com/angap.htm>), chargé de mettre en oeuvre l'animation et la gestion d'un programme pour la conservation de la biodiversité malgache. Sa mission consiste essentiellement à " Etablir, conserver et gérer de manière durable un réseau national de Parcs et Réserves, représentatif de la diversité biologique ou du patrimoine naturel propres à Madagascar. Des ONG, des départements ministériels et des Universités ainsi que des personnes physiques se regroupent au sein de l'Angap. Elle réserve 50% des recettes obtenues à partir des droits d'entrée dans les Parcs, pour financer des projets de développement au profit des populations riveraines. L'Angap est une association de droit privé, créée en 1990 et reconnue d'utilité publique par le décret n°91-592 du 4 décembre 1991. Mis en oeuvre depuis 1992, le **Plan d'Action Environnemental** (PAE) est le plus important programme que Madagascar ait jamais connu dans le domaine de l'Environnement. La mission de l'Angap concerne 5 volets : (i) préservation des écosystèmes, (ii) recherche appliquée sur la biodiversité et suivi écologique, (iii) éducation environnementale valorisant la spécificité des aires protégées, (iv) développement de l'écotourisme comme forme de gestion durable de la

biodiversité et (v) appui aux activités de développement des zones périphériques et de la région.

- ***Tickets d'entrée*** : ils s'achètent directement au bureau, à l'entrée du site. La moitié de l'argent est censé revenir à la population locale dans le cadre du développement de microéconomies.

- ***Guides*** : il y a plusieurs sortes de guides ANGAP, certains sont spécialisés dans la faune et la flore de certaines réserves. D'habitude, ces guides sont originaires de la région concernée et ils connaissent la vraie culture du village et de la région. Ils ont la capacité de communiquer avec les touristes et en même temps avec les gens du village.

Réserves non gérées par l'ANGAP

Elles fonctionnent en général sur le même principe (ticket d'entrée + droit de guidage) et sont parfois moins chères, à l'exception notable de la réserve privée de Berenty à Fort-Dauphin (hors de prix !). Elles ne reçoivent aucun financement autre que les droits d'entrée et de guidage qui constituent les seules ressources du village, permettent la population d'améliorer la vie quotidienne et d'entretenir les biens communs (école publique, eaux, etc.)

ANNEXE 3 : Lettres de recommandations

UNIVERSITÉ D'ANTANANARIVO
FACULTÉ DES SCIENCES
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ANIMALE
BP 906
101 ANTANANARIVO
Tél (351 20) 22 287 33 p. 14
Fax (351 20) 22 313 98
(Madagascar)



LETTRE DE RECOMMANDATION au nom de Madame Fidimalala RAHARISON

Je, soussignée, Pr. RAMILIJONA RAVOAHANGIMALALA Olga, Professeur et Responsable de la formation de 3^e cycle (Option : Biologie, Ecologie et Conservation Animales) au sein du Département de Biologie Animale, sollicite les responsables de la Commission des Etudes Doctorales de l'INP d'accepter la demande d'inscription en thèse d'Université de Madame Fidimalala RAHARISON. Son thème d'étude intitulé: « Réalisation d'un atlas anatomique des coupes topographiques et tomodensitométriques du thorax, de l'abdomen et du bassin d'un lémurien, application à la pratique de l'échographie de plusieurs organes » : présente un important intérêt pour Madagascar aussi bien pour la recherche que pour l'enseignement.

Outre l'apport considérable des connaissances sur l'anatomie des lémurien, cet atlas nous servira comme base de données au service de nos enseignements en Anatomie. Les résultats de ces recherches pourraient nous aider :

- dans la compréhension de la biologie de ce groupe en danger ou vulnérable dans leur statut IUCN ;
- à la conservation de ces lémurien.

Par ces motifs, je me permets de soutenir sa candidature et j'invite les Responsables à prendre compte de sa demande en étant son directeur de travail pour la partie malgache.

Fait à Antananarivo, le 03 Mai 2005

Le Responsable de la formation de 3^e cycle,
Département de Biologie Animale,
Pr. Ramilijona Ravoahangimalala Olga

UNIVERSITÉ D'ANTANANARIVO
FACULTÉ DES SCIENCES
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ANIMALE
B.P. 906
101 ANTANANARIVO
Tél. (261 20) 22 287 33, Poste 16
(Madagascar)



N°112/AD/DBA/05/OR

LETTRÉ DE RECOMMANDATION
au nom de Madame Fidiniaina RAHARISON

Je, soussignée, Pr. RAMILIJONA RAVOAHANGIMALALA Olga, Professeur et Responsable de la formation de 3^e cycle (Option : Biologie, Ecologie et Conservation Animales) au sein du Département de Biologie Animale, sollicite les différents responsables des institutions et Parcs nationaux d'accepter la demande de recherche pour la préparation de thèse d'Université de Madame Fidiniaina RAHARISON. Son thème d'étude intitulé : « Réalisation d'un atlas anatomique des coupes topographiques et tomodynamométrique du thorax, de l'abdomen et du bassin d'un lémuriens, application à la pratique de l'échographie de plusieurs organes » : présenté un important intérêt pour Madagascar aussi bien pour la recherche que pour l'enseignement.

Outre l'apport considérable des connaissances sur l'anatomie des lémuriens, cet atlas nous servira comme base de données au service de nos enseignements en Anatomie. Les résultats de ces recherches pourraient nous aider :

- dans la compréhension de la biologie de ce groupe en danger ou vulnérable dans leur statut IUCN ;
- à la conservation de ces lémuriens.

Lieux d'étude : PBZT-Tsimbazaza ; Parc d'Andasibe

Durée : 3 mois par an pendant 3 ans

Pendant les travaux de recherche à Madagascar, elle sera accompagnée par un responsable de la Faculté des Sciences (Pr Ramilijaona R Olga).

Matériels biologiques utilisés au cours de cette étude :

- Lémuriens vivants : sauvage et en captivité ;
- Trois (3) lémuriens à sacrifier pour la dissection pendant la recherche ;
- Exportation des prélèvements.

Par ces motifs, j'invite les Responsables à prendre compte de sa demande en étant son directeur de thèse pour la partie malgache.

Fait à Antananarivo, le 02 Août 2005

Le Responsable de la formation de 3^e cycle,
Département de Biologie Animale,



Pr. RAMILIJONA

Bureau de la formation de 3^e cycle

ANNEXE 4 : Dons des lémuriens

REPUBLIKAN'I MADAGASIKARA
Tanindrazana-Fahafahana-Fandrosoana

MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT, DES EAUX ET FORÊTS
B.P 243 – Nanisana – ANTANANARIVO – 101-
Tel: (261 20)22 411 55/22 411 49 – Fax: (261 20). 22 304 88
E-mail: minenv@dfs.mg / dgforets@wanadoo.mg

Antananarivo, le - 5 AOÛT 2005

LE DIRECTEUR GENERAL DES EAUX ET FORÊTS

à

N° 558 - 05/MINENV.EF/SG/DGEF/DPB/SCBLF/RECH

Monsieur LE DIRECTEUR DE L'INSTITU
PASTEUR DE MADAGASCAR (I.P.N)

-ANTANANARIVO-

OBJET : Recherche pour la préparation d'une thèse d'Université
de Madame Fidiniaina RAHARISON.

Monsieur,

Dans le cadre de la préparation de sa thèse de doctorat dont le thème d'étude intitulé :
« Réalisation d'un atlas anatomique des coupes topographiques et tomодensitométrie du
thorax, de l'abdomen et du bassin d'un lémuriens, application à la pratique de l'échographie de
plusieurs organes », et suite à la lettre de recommandation du Chef de Département de Biologie
Animale, Faculté des Sciences de l'Université d'Antananarivo, son Directeur de thèse pour la partie
malgache,

j'ai l'honneur de vous adresser la présente afin que vous puissiez mettre à la disposition de
Madame Fidiniaina RAHARISON, trois (03) lémuriens (un par an) objets de saisie, élevés en captivité
au sein de votre établissement.

Cette étude, qui a déjà eu l'aval de la Commission Ad'hoc Faune et Flore (CAFF/CORE) lors
de sa réunion du 03 Août 2005, nécessite le sacrifice de ces lémuriens pour mener à terme cette
recherche qui va durer trois ans.

COPIE A :

- Madame Fidiniaina RAHARISON ✓



ANNEXE 5 : Demande d'autorisation d'exportation

UNIVERSITÉ D'ANTANANARIVO
FACULTÉ DES SCIENCES
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ANIMALE
B.P. 906
101 ANTANANARIVO
T41 (261 20) 22 287 33, p. 16
(Madagascar)



Antananarivo, le 13 Janvier 2006

Le Chef du Département de Biologie Animale

à

Monsieur le Directeur de la Préservation des
Biodiversités.
MINENV EF

N°012-AD/DBA/06/OR

Objet : Demande d'autorisation d'exportation des spécimens scientifiques au nom de Madame RAHARISON Firiniaina Sahondra Vololona

Réf. : Autorisation de recherche N° 195 /MINEV.EF/SG/DGEF/DPB/SCBFLF/RECH du 05/09/05

Monsieur le Directeur,

Dans le cadre de collaboration entre l'Université d'Antananarivo, Département de Biologie Animale et l'Institut Pasteur de Madagascar., j'ai l'honneur de solliciter votre bienveillance de bien vouloir octroyer une autorisation d'exportation des spécimens cités dans la liste ci-jointe au nom de Madame RAHARISON Firiniaina Sahondra Vololona. L'exportation de ces spécimens est nécessaire pour permettre les analyses indispensables dans des laboratoires à Toulouse.

~~Veillez agréer, Monsieur le Directeur, l'expression de mes salutations distinguées.~~

Avis de l'Autorité Scientifique Faune

Pr. Ramilisona Olga

Le Chef du Département
de Biologie Animale

Pr. Ramilisona Olga

P.J. : - Copie de l'autorisation de recherche
- Liste des spécimens à exporter (4)

Adresse du destinataire :
Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
23, chemin des Capelles
31076 Toulouse Cedex 3
France

ANNEXE 6 : Certificat Sanitaire



REPOBLIKAN'I MADAGASIKARA
Tanindrazana - Fahafahana - Fandrosoana

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE,
DE L'ELEVAGE ET DE LA PECHE

SECRETARIAT GENERAL

CERTIFICAT SANITAIRE

DIRECTION DE LA SANTE ANIMALE
ET DU PHYTOSANITAIRE

N° 33 MAEP/SG/DSAPS.

<p>1. <u>Expéditeur</u> : Dr Fidiniaina RAHARISON FACULTE DES SCIENCES - UNIVERSITE DE MADAGASCAR Département : BIOLOGIE ANIMALE BP : 906 Antananarivo 101 - Madagascar</p>	<p>Certificat sanitaire pour les cadavres des animaux sauvages non suspectés d'une maladie transmissible, destinés à être expédiés vers la France à <u>des fins de recherches scientifiques uniquement</u>. N°33/MAEP/SG/DSAPS</p>
<p>2. <u>Destinataire</u>: Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 23 chemin des Capelles, BP 87614, 31076 Toulouse cedex 3 - France</p>	<p>3. <u>Origine des cadavres d'animaux sauvages</u> : 3.1. Pays : Madagascar 3.2. Code du territoire :</p>
	<p>4. <u>Autorité compétente</u> 4.1. Ministère responsable : Ministère de l'agriculture, de l'Elevage et de la Pêche à MADAGASCAR 4.2. Service certificateur : Direction de la Santé animale et du Phytosanitaire. Service : Service de lutte contre les Maladies animales.</p>
<p>5. <u>Destination des cadavres</u> 5.1. Etat membre de l'EU : France 5.2. Nom et du destinataire : Pr SAUTET, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 23 chemin des Capelles, BP 87614, 31076 Toulouse cedex 3 - France</p>	<p>6. <u>Lieu de chargement pour l'exportation</u> : Aéroport Ivato Antananarivo</p>
<p>7. <u>Mode de transport et identification du lot</u> 7.1. Avion 7.2. Numéro du scellé : 7.3. Numéro du vol : 870 Antananarivo - Paris Orly du 30/01/2006.</p>	<p>7.4. Nature de l'emballage : récipient isotherme, sans risque d'écoulement ou perte de produits. 7.5. Nombre de parties ou d'unités d'emballage : 01. 7.6. Numéro de référence du certificat CITES : 009C-EA01/MG06</p>
<p>8. <u>Identification des cadavres</u> 8.1. Cadavres de lémurien congelés (lemur fulvus fulvus) 8.2. Nombre de cadavres : 02 (deux).</p> <p>9. <u>Attestation sanitaire</u> Je soussigné, Dr RAKOTOHARINOME Vincent Michel, Vétérinaire Officiel, certifie que les deux cadavres d'animaux sauvages décrits ci-dessus : - ne sont pas suspectés d'être atteints par une maladie transmissible aux animaux ou à l'homme. - Ont été emballés, sans entrer en contact avec d'autres produits d'origine animale susceptible de les contaminer, dans des conditionnements individuels, transparents et clos, dans le but d'éviter toute contamination ultérieure.</p>	

Fait à Antananarivo, le 24 JAN 2006.

(Signature du Vétérinaire officiel)

Dr. RAKOTOHARINOME Vincent Michel

(Nom et qualification)

LE DIRECTEUR

DE LA SANTE ANIMALE ET DU PHYTOSANITAIRE

PAR INTERIM

(Cachet)



ANNEXE 7 : Autorisation de Recherche de Raharison

REPOBLIKAN'I MADAGASIKARA
Tanindrazana-Fahafahana-Fandrosoana

MINISTRE DE L'ENVIRONNEMENT, DES EAUX ET FORETS
B.P 243 - Nanisana - ANTANANARIVO - 101-
Tel: (261 20)22 411 55/22 411 49 - Fax: (261 20). 22 304 88
E-mail: minenv@dts.mg / dgforets@wanadoo.mg

AUTORISATION DE :

- RECHERCHE
- ETUDE

N° 195 /MINENV.EF/SG/DGEF/DPB/SCBLF/RECH

NOM : RAHARISON
PRENOMS : Fidiniaina
ADRESSE : B.P. 906 Antananarivo
FONCTION : Vétérinaire
ACCOMPAGNE DE : Ramilijaona Olga.

ORGANISME DE TUTELLE : Département de Biologie Animale.

EST AUTORISE(E) A FAIRE DES RECHERCHES / ETUDES DANS :

- au Parc Botanique et Zoologique de Tsimbazaza
- à l'Institut Pasteur de Madagascar

MENTION SPECIALE EVENTUELLE : Réalisation d'un atlas anatomique des coupes topographiques et tomodensitométrie du thorax, de l'abdomen et du bassin d'un lémurien, application à la pratique de l'échographie de plusieurs organes.

Dissection d'un lémurien par an.

Exportation des prélèvements pour étude et analyse.

Dans le cadre de la préparation d'une thèse de doctorat.

DUREE : TROIS (03) mois renouvelables.

N.B. : le bénéficiaire de cette autorisation doit remettre à la Direction de la Préservation de la Biodiversité, en quatre (04) exemplaires EN FRANÇAIS, le rapport préliminaire à la fin de sa mission et le rapport final avec les résultats des recherches au plus tard deux ans après la mission. Le bénéficiaire de la présente autorisation doit prendre l'autorisation d'entrée dans les Aires Protégées auprès de l'ANGAP (Association Nationale pour la Gestion des Aires Protégées) à Ambatobe Antananarivo.

AMPLIATIONS :

- CAFF/CORE
- P.B.Z.T
- Institut Pasteur de Madagascar
- D.B.A
- « Pour contrôle et suivi »


Antananarivo, le 05 SEPT 2005

**DIRECTEUR DE LA PRESERVATION
DE LA BIODIVERSITE**



RANDRIANA... JANDRO Jean Philippe
Ingénieur des Eaux et Forêts

ANNEXE 8 : CITES délivré par Madagascar

		CONVENTION SUR LE COMMERCE INTERNATIONAL DES ESPECES DE FAUNE ET DE FLORE SAUVAGES MENACEES D'EXTINCTION		PERMIS/CERTIFICAT N° 009C-EA01/MG06 <input checked="" type="checkbox"/> EXPORTATION <input type="checkbox"/> REEXPORTATION <input type="checkbox"/> IMPORTATION <input type="checkbox"/> AUTRE		Original 2. Valable jusqu'au 16/07/2006	
3. Importateur (nom et adresse) Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse 23, Chemin des Capelles 31076 Toulouse Cedex 3				4. Exportateur/ré-exportateur (nom et adresse, pays) RAHARISON Fidinaina Sahondra Vololona D.B.A. BP 906 ANTANANARIVO 101 MADAGASCAR			
3a. Pays d'importation FRANCE				6. Nom, adresse, sceau/cachet national et pays de l'organe de gestion DIRECTION GENERALE DES EAUX ET FORETS B.P.243 Fax : 261 20 22 304 88 Tél : 261 20 22 492 04 101 ANTANANARIVO - MADAGASCAR			
5. Conditions particulières Pour les animaux vivants, ce permis ou certificat n'est valable que si les conditions de transport sont conformes aux lignes directrices pour le transport des animaux vivants ou, en cas de transport aérien, à la Résolution 18.72 du Programme des animaux vivants				Signature du requérant			
5a. Date de la transaction 8		5b. Timbre de sécurité n° MG 0431483					
7/8. Nom scientifique (genre et espèce) et nom commun de l'animal ou de la plante 7/8. Lemur fulvus		9. Description des spécimens, marques ou n° d'identification (spécimens vivants) 9. Cadavres congelés		10. Annexes et source 10. I W		12. Quantité (en unité) 11. 02	
11a. Total export/Quota 11a.		12a. Pays de provenance 12a. Madagascar		12b. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12b.		12c. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12c.	
12. Pays d'origine* 12.		12a. Pays de provenance 12a.		12b. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12b.		12c. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12c.	
12. Pays d'origine* 12.		12a. Pays de provenance 12a.		12b. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12b.		12c. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12c.	
12. Pays d'origine* 12.		12a. Pays de provenance 12a.		12b. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12b.		12c. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12c.	
12. Pays d'origine* 12.		12a. Pays de provenance 12a.		12b. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12b.		12c. n° de l'établissement** ou date de l'acquisition*** 12c.	
* Pays dans lequel les spécimens ont été prélevés dans la nature, sont nés et ont été élevés en captivité ** Uniquement pour les spécimens d'espèces inscrites à l'Annexe I nés et élevés en captivité ou *** Pour les spécimens post-Convention							
13. Ce permis/certificat est délivré par : LE DIRECTEUR GENERAL ANTANANARIVO Lieu : 16 Janvier 2006 Date							
14. Approbation de l'exportation : 15. Connaissance/lettre de transport aérien 30 JAN 2006 Ivato Antananarivo, Port d'exportation Date							
PERMIS/CERTIFICAT CITES N° 009C-EA01/MG06							

ANNEXE 9 : CITES délivré par la France

COMMUNAUTÉ EUROPÉENNE		N°10592*02													
Original	1. Exportateur/réexportateur Mademoiselle RAHARISON Fidiriana Sahondra Voloma D.B.A BP 906 ANTANANARIVO MADAGASCAR	PERMIS/CERTIFICAT <input checked="" type="checkbox"/> IMPORTATION <input type="checkbox"/> EXPORTATION <input type="checkbox"/> RÉEXPORTATION Convention sur le commerce international des espèces de flore et de faune sauvages menacées d'extinction													
	3. Importateur ECOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE - Monsieur SAUTET Jean 23 chemin des Capellis département anatolie 31078 TOULOUSE CEDEX 3 FRANCE	2. Dernier jour de validité 16/07/2006													
	4. Pays (ré)exportateur MADAGASCAR 5. Pays importateur FRANCE														
6. Emplacement autorisé des spécimens vivants des espèces inscrites à l'annexe A, prélevés dans leur milieu naturel	7. Autorité de délivrance Direction régionale de l'environnement Service Sites, Paysages, Nature 1, rue Delpéch 31000 TOULOUSE														
8. Description des spécimens (marques, sexe/date de naissance des animaux vivants) Deux cadavres congelés. BOD	9. Masse nette (kg) 2 10. Quantité 2														
11. Annexe CITES I		12. Annexe CE A	13. Origine W												
14. Objet S		15. Pays d'origine MADAGASCAR													
16. Numéro du permis 009C-EA01/MG06		17. Date de délivrance 16/01/2006													
18. Pays de dernière réexportation		19. Numéro du certificat													
20. Date de délivrance		21. Nom scientifique de l'espèce Eulemur fulvus													
22. Nom commun de l'espèce Lémur brun		23. Conditions spéciales Ce permis/certificat n'est valable que si les animaux vivants sont transportés conformément aux lignes directrices de la CITES en matière de transport et de préparation à l'envoi d'animaux sauvages vivants ou, en cas de transport aérien, conformément à la réglementation sur les animaux vivants publiée par l'Association du transport aérien international (IATA)													
24. La documentation de (ré)exportation délivrée par le pays de (ré)exportation <input type="checkbox"/> a été présentée à l'autorité de délivrance <input type="checkbox"/> doit être présentée au bureau de douane frontalier d'introduction L'original du PERMIS N°009C-EA01/MG06 du 16/01/2006 doit impérativement être retourné par la douane à l'autorité de délivrance du présent permis : Direction régionale de l'environnement		25. L'importation <input type="checkbox"/> L'exportation <input type="checkbox"/> La réexportation <input type="checkbox"/> des marchandises décrites ci-dessus est autorisée. Signature et cachet officiel : Pour le Préfet et par délégation, Par empêchement du directeur régional de l'environnement Nom du fonctionnaire chargé de la délivrance : David Ganède TOULOUSE, le 20/01/2006 Lieu et date de délivrance :													
26. Numéro du connaissance/de la lettre de transport aérien :		27. Réserve à la douane <table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <tr> <td style="width: 30%;">Quantité/masse nette (kg) réellement importée ou (ré)exportée</td> <td style="width: 30%;">Nombre d'animaux morts à l'arrivée</td> <td style="width: 40%;">Document douanier</td> </tr> <tr> <td> </td> <td> </td> <td>Type :</td> </tr> <tr> <td> </td> <td> </td> <td>Numéro :</td> </tr> <tr> <td> </td> <td> </td> <td>Date :</td> </tr> </table>		Quantité/masse nette (kg) réellement importée ou (ré)exportée	Nombre d'animaux morts à l'arrivée	Document douanier			Type :			Numéro :			Date :
Quantité/masse nette (kg) réellement importée ou (ré)exportée	Nombre d'animaux morts à l'arrivée	Document douanier													
		Type :													
		Numéro :													
		Date :													

ANNEXE 10 : Importation lémuriens délivré par la France



MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE
ET DE LA PÊCHE

**Direction générale de l'alimentation
Mission de coordination sanitaire
internationale**

Bureau importation pays tiers
Adresse : 251, rue de Vaugirard
75 732 PARIS CEDEX 15

Dossier suivi par : Julien BARRE

Tél. : 01 49 55 58 24

Fax : 01 49 55 83 14

Réf. interne : IMP/JB/060022

Monsieur SAUTET

Ecole nationale vétérinaire de Toulouse

Service anatomie embryologie

23 chemin des Capelles

31076 TOULOUSE Cedex 03

Paris, le **16 JAN. 2006**

Objet : Importation de deux lémuriens en provenance de Madagascar

Monsieur,

Par lettre, en date du 5 janvier 2006, vous m'avez demandé une autorisation particulière pour l'importation en France de deux lémuriens (*Eulemur fulvus fulvus*), en provenance de Madagascar (Institut Pasteur d'Antananarivo). Vous avez appelé mon attention sur le fait que ces animaux ont été euthanasiés, puis congelés en vue de la réalisation d'un travail de recherche. A cet effet, une épreuve de dépistage de la rage, avec résultat négatif, avait été réalisée sur ces animaux de leur vivant.

En application de l'article L.236-1 du code rural, j'ai l'honneur de vous accorder cette importation sous réserve de satisfaire aux conditions suivantes :

1. notification de l'arrivée au poste d'inspection frontalier d'Orly au moins 24 h à l'avance ;
2. présentation au poste d'inspection frontalier d'un certificat conforme au modèle ci-joint, en version bilingue (français et langue du pays d'origine) et signé par un vétérinaire officiel du pays d'origine ;
3. notification de l'arrivée à destination à la direction départementale des services vétérinaires au moins 48 h à l'avance ;
4. transport direct vers l'adresse de destination sans rupture de charge ;
5. utilisation des cadavres uniquement à des fins de recherches scientifiques suivie d'une destruction par incinération une fois les travaux effectués.



Ces mesures sont d'ordre strictement vétérinaire et ne dispensent pas de formalités relevant des compétences des autres ministères, dont notamment celles relatives à la Convention de Washington. Enfin, j'appelle votre attention sur le fait que **cette autorisation est valable pour une durée de 4 mois et peut être annulée à tout moment pour des motifs sanitaires.**

Je vous prie d'agréer, Monsieur, l'expression de mes salutations distinguées.

Copies : PIF d'Orly
DDSV 31

*Le chef du Bureau
Importation pays tiers*

Bruno SAIMOUR

COMMUNAUTE EUROPEENNE

DOCUMENT VÉTÉRINAIRE COMMUN D'ENTRÉE (DVCE)

Première partie : Détails concernant le lot présenté

1. Expéditeur / Exportateur
Institut Pasteur de Madagascar
AVARADOHA
BP 1274
ANTANARIVO
101 MADAGASCAR

2. Numéro de référence DVCE : 81/01
Poste d'inspection frontalier : ORLY

3. Destinataire :
Dr RAHARISON Fidinaina
Ecole nationale vétérinaire de Toulouse
23 chemin des capelles
31076 TOULOUSE cedex 03

4. Intéressé au chargement :
Dr SAUTET
Ecole nationale vétérinaire de Toulouse
23 chemin des capelles
31076 TOULOUSE cedex 03

5. Importateur :
Dr SAUTET
Ecole nationale vétérinaire de Toulouse
23 chemin des capelles
31076 TOULOUSE cedex 03

6. Pays d'origine : Madagascar **Code ISO :** MG

7. Pays d'expédition : Madagascar **Code ISO :** MG

8. Adresse de livraison : Ecole nationale vétérinaire de Toulouse
23 chemin des capelles
31076 TOULOUSE cedex 03

9. Arrivée au PIF (date prévue) : 30 / 01 / 2006

10. Documents vétérinaires :
Numéro(s) : 33
Date de délivrance : 24 / 01 / 2006
Établissement d'origine : Institut Pasteur de Madagascar (de son schéma)
Numéro d'agrément vétérinaire :

11. Nom du navire / n° du vol : Corsair 870 w
N° du certificat maritime :
N° de lettre de transport aérien :
N° wagon, voiture ou remorque :

12. Nature de la marchandise, nombre et type de colis
cadavres de lémurins (Eulemur fulvus fuscus) : 2

13. Code produit (code NC, 4 premiers chiffres au minimum) :
02089095

14. Poids brut (kg) :
15. Poids net (kg) :

Température : réfrigérée ☐ congelée ☒ ambiante ☐

16. Numéro du scellé :
et numéro du conteneur :

17. Transbordement vers : ☐
PIF UE : Numéro d'unité ANIMO :
Pays tiers : Code ISO pays tiers :

18. Pour TRANSIT vers pays tiers : ☐
Vers pays tiers : code ISO :
PIF de sortie : N° d'unité ANIMO :

19. Conforme aux exigences de l'UE :
Conforme : ☒
NON conforme : ☐

20. A réimporter : ☐

21. Destinée au marché intérieur :
Consommation humaine : ☐
Aliments pour animaux : ☐
Usage pharmaceutique : ☐
Usage technique : ☐
Autres : ☒

22. Pour les lots NON conformes
Entrepôt douanier : ☐ N° d'enregistrement :
Zone franche – entrepôt franc : ☐ N° d'enregistrement :
Attacheur : ☐ N° d'enregistrement :
Navire : ☐ Nom du navire :
Nom du Port :

23. Déclaration : Je soussigné, intéressé au chargement susmentionné, certifie qu'à ma connaissance et en mon âme et conscience, les déclarations faites dans la première partie du présent document sont complètes et exactes et je m'engage à respecter les dispositions juridiques de la directive 87/75/CEE dont le paiement des contrôles vétérinaires en vue de reprendre possession de tout lot reboulé après un transit dans l'UE vers un pays tiers (article 11, paragraphe 1, point c) ou les coûts de destruction, le cas échéant.

Lieu : ORLY et date de la déclaration : 30/01/2006
Nom du signataire : SAUTET
Signature :

UNAEUTE EUROPEENNE		DOCUMENT VÉTÉRINAIRE COMMUN D'ENTRÉE (DVCE)	
DVCE antérieur : Non : <input checked="" type="checkbox"/> Oui : <input type="checkbox"/>		25. N° de référence du DVCE : 81/01	
Numéro de référence :			
26. Contrôle documentaire : satisfaisant <input checked="" type="checkbox"/> non satisfaisant <input type="checkbox"/>		27. Contrôle d'identité: Contrôle des scellés : <input type="checkbox"/> Ou Contrôle d'identité complet : <input checked="" type="checkbox"/> satisfaisant <input checked="" type="checkbox"/> non satisfaisant <input type="checkbox"/>	
28. Contrôle physique : satisfaisant <input type="checkbox"/> non satisfaisant <input type="checkbox"/> Pas effectué : 1. Régime de contrôles réduits <input type="checkbox"/> 2. Autres <input checked="" type="checkbox"/>		29. Tests de laboratoire : Non <input checked="" type="checkbox"/> Oui <input type="checkbox"/> Test de dépistage de : Sur une base aléatoire <input type="checkbox"/> Sur la base de soupçons <input type="checkbox"/> Résultats : satisfaisants <input type="checkbox"/> non satisfaisants <input type="checkbox"/> Mise en libre pratique dans l'attente d'un résultat <input type="checkbox"/>	
30. ADMISSIBILITÉ du transbordement : PIF UE <input type="checkbox"/> N° d'unité ANIMO PIF : Pays tiers <input type="checkbox"/> Code ISO pays tiers :		31. ADMISSIBILITÉ de la procédure de TRANSIT : Vers pays tiers : + code ISO PIF de sortie : N° d'unité ANIMO :	
32. ADMISSIBILITÉ pour le marché intérieur : Mise en libre pratique Consommation humaine : <input type="checkbox"/> Aliments pour animaux : <input type="checkbox"/> Usage pharmaceutique : <input type="checkbox"/> Usage technique : <input type="checkbox"/> Autres : <input checked="" type="checkbox"/>		33. ADMISSIBILITÉ en cas d'acheminement Procédure article 8 <input type="checkbox"/> Réimportation de produits de l'UE (article 15) <input type="checkbox"/> 34. ADMISSIBILITÉ de certaines procédures de stockage en entrepôt (article 12, paragraphe 4, et article 13) Entrepôt douanier : <input type="checkbox"/> Zone franche ou entrepôt franc : <input type="checkbox"/> Avitailleur : <input type="checkbox"/> Directement sur un navire : <input type="checkbox"/>	
35. NON-ADMISSIBILITÉ 1. Réexportation : <input type="checkbox"/> 2. Destruction : <input type="checkbox"/> 3. Transformation : <input type="checkbox"/> Au plus tard le (date) : / / 37. Détails relatifs aux destinations de contrôle (33-35) N° d'agrément (le cas échéant) : Adresse :		36. Justification du refus 1. Absence de certificat/ certificat non valable : <input type="checkbox"/> 2. Pays non agréé : <input type="checkbox"/> 3. Établissement non agréé : <input type="checkbox"/> 4. Produit interdit : <input type="checkbox"/> 5. DV: non-conformité des documents : <input type="checkbox"/> 6. DV: erreur relative à la marque de salubrité : <input type="checkbox"/> 7. Problème d'hygiène : <input type="checkbox"/> 8. Contamination chimique : <input type="checkbox"/> 9. Contamination microbiologique : <input type="checkbox"/> 10. Autres : <input type="checkbox"/>	
38. Lot rescellé : <input type="checkbox"/> Numéro du nouveau scellé :		40. Vétérinaire officiel Je soussigné, vétérinaire officiel ou agent officiel désigné, certifie que les contrôles vétérinaires opérés sur ce lot ont été réalisés conformément aux exigences de l'Union européenne Signature : <i>22455 Michaud</i> Nom (en lettres capitales) : DR. S. MICHAUD Date : 30/01/2006	
39. Identification complétée du poste d'inspection frontalier ou de l'autorité compétente et sceau officiel : Post d'inspection frontalier d'Orly aéroport B.P.20 94300 ORLY Aéroport Cedex France		42. Référence du document douanier : MLP 43. Annexes B Litéraires : Numéro(s) : <i>30/01/06</i>	
41. PIF de transit avant sortie, formalités en vue de la sortie de la CE et confirmation des contrôles réalisés sur les marchandises en transit, conformément à l'article 11, paragraphe 2, point e), de la directive 97/78/CE : Date : / / Sceau		44. Rostom Michaud Svedensk Vétérinaire	

ANNEXE 11 : Articles sur l'échographie du cœur et des reins chez les lémuriens bruns (Eulemur Fulvus).

- 1) F. RAHARISON, G. MOGICATO and J. SAUTET: "**Anatomy and ultrasonography of kidney in brown lemur: Eulemur Fulvus**". Soumis à Journal of International Primatology.
- 2) F. RAHARISON, G. MOGICATO, G. TEREFE and J. SAUTET: « **Echocardiographie normale chez le lémurien brun (Eulemur Fulvus)** ». **Revue Med Vet, 2008: 159 (5) 57-64.**

Anatomy and ultrasonography of kidneys in brown lemur: *Eulemur Fulvus*.

F. RAHARISON¹, G. MOGICATO² AND J. SAUTET^{2*}

1: Fidiniaina RAHARISON : Filière Vétérinaire - Faculté de Médecine - Université d'Antananarivo, B.P. 4, 101 Antananarivo – Madagascar, e-mail : fidiniaina4@yahoo.fr

2: Giovanni MOGICATO : Anatomie - Embryologie, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 23 Chemin des Capelles, BP 87614 - 31076 Toulouse cedex 3, France, e-mail: g.mogicato@envt.fr

2*: Jean SAUTET : Anatomie - Embryologie, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 23 Chemin des Capelles, BP 87614 - 31076 Toulouse cedex 3, France, e-mail: j.sautet@envt.fr

***Corresponding author** : Pr. Jean SAUTET, Anatomie - Embryologie, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 23 Chemin des Capelles, BP 87614 - 31076 Toulouse cedex 3, France - Phone : 00 33 5 61 19 38 98; Fax: 00 33 5 61 19 32 24; e-mail: j.sautet@envt.fr

Total number of pages of text: 15

Total number of figures: 7

Total number of tables: 1

Abstract

Background: The purpose of this study was to observe the anatomy and obtain echographic measurements of normal kidneys in brown lemurs (*Eulemur fulvus*). **Methods:** We examined the kidneys of 16 lemurs with two-dimensional and power Doppler ultrasonography under general anaesthesia. **Results:** Morphometrically, the left and right kidney surface areas are comparable (4.19 cm² and 4.48 cm²). Kidney area has a significant linear correlation with body weight. Our echodoppler findings show that mean renal arterial blood flow speed for the left and right kidney is comparable

(0.70 m/s and 0.73 m/s). However, flow speed is higher in the male (0.79 m/s) than in the female (0.60 m/s). The renal arterial diameters are between 1.0 and 1.8 mm. **Conclusion:** We show that the kidneys of brown lemur are anatomically comparable to those of rats but with elongated papilla. We think that these anatomical characteristics should be taken into consideration with the fact that anaesthesia can have hemodynamic effects in renal vasculature.

Key Words: *Eulemur Fulvus*, Anatomy, Echography, renal mensuration, renal vasculature.

Introduction

Madagascar is world-famous for its lemurs-primates. These animals are endemic to the island, and we specifically chose the frequent species, brown lemurs (*Eulemur Fulvus*). These species includes five subspecies. They are *Eulemur fulvus fulvus* (common brown lemurs), *Eulemur fulvus albifrons* (white-fronted lemurs), *Eulemur fulvus collaris* (collared lemurs), *Eulemur fulvus rufus* (red-fronted lemurs), and *Eulemur fulvus sanfordi* (Sanford's lemurs). These animals are common especially in the eastern part of the island where, the lemurs are made the single highest priority for primate conservation in national parks and are providing an attraction for tourists. Currently, veterinary medical care provided to these animals are limited by lack of precise knowledge of their normal anatomy. In many species of animals, there is an increasing trend of using modern non-invasive tools such as ultrasonography in the diagnosis of various structural and functional anomalies. Renal diseases and anomalies of kidneys are frequent in primates, like renal dysplasia (Sidhu et al., 1999), renal lymphosarcoma (Anderson et al., 1994), lesions of urinary tract (Barnett and Morlay, 1971; Matsell et al., 2002; Nyland et al., 2002), renal allograft (Gaschen et al., 2000; Lu et al., 1999; Mulligan et al., 1992; Sidhu et al., 1999; Taylor and Marks, 1990; Townsend et al., 1990) and other renal diseases (Junge et al., 1994; Karger, 1972; Karger, 1972) and require adopting echographic methods for handling such cases. Ultrasonography is an imaging technique that depends upon the reflection of sound waves by interfaces of different acoustical impedance (Barnett and Morley, 1974; Lyons et al., 1972). Ultrasonographic imaging applied to the kidneys is known to provide valuable information including the precise location, size,

form and internal structures including blood flow of the organ (Nyland and Mattoon, 2002). The objective of this study was to obtain normal sonographic parameters of kidneys in the brown lemur (*Eulemur Fulvus*) by using two-dimensional and power Doppler ultrasonography. The measured echographic values can serve as references for further studies concerning the kidney function for these species.

Materials and Methods

Animals

We examined the right and left kidneys of seven healthy female and nine healthy male *Eulemur Fulvus* with two-dimensional and power Doppler under general anesthetic. We conducted our study on lemurs bred in captivity by a private firm (Aussillon – France) in accordance with French animal welfare regulations. Two kidneys (left and right) of two brown lemurs were obtained from Antananarivo (Madagascar) under the authorization of the Department of Environmental protection, National Forestry Commission of Madagascar. Then we fixed the kidneys in formaldehyde (3%), followed by longitudinal and transverse sections to see the internal morphology.

Two-dimensional ultrasonography

We fasted all animals overnight before ultrasound examination. Our examinations were performed under general intramuscular anesthetic with 10 mg/kg ketamine hydrochloride (Clorketam 1000, Vétoquinol, Lure, France) 10 minutes before examination. We cleaned and shaved all the ventral

part of the abdomen of each animal, and we used ultrasound gel. We performed all ultrasound examinations in the sitting or lying position: lateral and dorsal decubitus as described in other studies in non-human primates (Gaschen et al., 2000; Gaschen and Schuurman, 2001; Heissat, 2006). It enabled better location of the kidneys and to get the views needed to take the measurements. We measured the length of the kidney on a longitudinal section and the width of the kidney by rotating the ultrasound head 90° to obtain the transverse view of the renal hilus. We used a General Electric Ultrasound unit (VIVID - I, USA) with a 10-MHz linear transducer for all examinations. Each ultrasound examination lasted approximately 15 minutes, and findings were recorded in real time and were stored on magnetic optical disk. The same operator performed all ultrasound examinations.

Power Doppler

Once we had obtained the echographic sections, kidney vascularisation (renal artery, renal vein and interlobar vasculature) was observed by echodoppler. This method also allows to access to the renal blood flow (Bude and Rubin, 1996). The distinction between renal artery and renal vein was done by following the direction of blood flow (from the aorta and towards the vena cava). Then, we created a window around the kidney and we recorded the speed of flow and the diameter of the renal artery.

Statistical analysis: We recorded body weight in kilograms for each animal and we compared it to kidney surface area estimations (length x width) using the Pearson correlation coefficient. We used Student's t-test analysis in order to study differences in kidney surface area, cortical thickness, artery flow speed, and the diameter of the renal artery between the left and right kidneys and between male and female.

Results

Anatomy

Brown lemurs have retroperitoneally positioned unified kidneys, the right being located more cranially compared to the left kidney. We noticed that the right kidney is between the second and fifth lumbar vertebrae. It is protected by the second and third lumbar transverse processes. Its cranial extremity is in contact with the caudal hepatic lobe and with the caudal vena cava medially. The ventral surface is in close proximity to the descending duodenum.

The left kidney is situated between the third and sixth lumbar transverse process of vertebrae. Ventrally, it is in contact with the spleen. Its dorsal

surface is in contact with the ceiling of the abdominal cavity. Its ventral surface and its medial border can be related to the descending colon or to the small intestine.

Both kidneys are thick and well-rounded. The left kidney is slightly flattened cranio-ventrally. On a longitudinal section of the formalin-fixed kidney, the organs have a uniform and compact aspect. However, it is possible to recognize the lobation by following the course of the interlobar vessels.

The renal parenchyma is delimited by a fibrous capsule. The cortical and medullar substances are fused (Figure 4). Then the apices of the medullary pyramids fuse and form a ridgelike common papilla. This papilla is in the middle of the renal pelvis that is devoid of recesses.

Each kidney comprises on its medial border the renal hilus that constitutes a passage for vessels (renal artery and renal vein), nerves, and ureter. Renal vascularization is ensured by the renal artery from the abdominal aorta laterally (Figure 7). The renal arteries are divided into three or four branches on the level of the hilus. These arteries form the interlobar arteries which reach the arcuate arteries located at the junction between cortex and medulla (Figure 4). Venous circulation follows the same course and finishes in the renal vein passing ventral to the renal artery towards the caudal vena cava.

Ultrasonographic examination

Ultrasonographically, the kidneys of *Eulemur fulvus* appear bean-shaped unified organs. On both longitudinal and transverse sections, echographic images clearly demonstrate the renal capsule, cortex, medulla, the renal sinus and the common elongated papilla (Figures 5a, 5b). The renal cortex has a finer, more homogeneous echostructure compared to the spleen or liver.

The renal cortex is hyperechoic relative to the medulla, and there is a distinct demarcation between these two structures.

We show the comparison between body weight and renal surface area in Figure 2. Renal surface area increases significantly with increasing body weight ($p < 0.05$, Pearson correlation coefficient $r = 0.76$ for left kidney and $r = 0.86$ for right kidney). Kidney surface area and cortical thickness were not significantly different between left and right kidneys and between male and female (Table I and Figure 1).

Renal vasculature

We examined the location and course of the renal vasculature with colour Doppler. The left and right renal arteries could be easily seen. We show the renal artery branching from the caudal aorta in Figure 7. Sections made by the colour Doppler also

demonstrate interlobar arteries and interlobar veins (Figure 6).

The diameter of the renal artery ranged between 1.0 and 1.8 mm and was not significantly different between left and right kidneys and between male and female (Table I and Figure 3). Renal arterial blood flow speed was not significantly different between left and right kidneys but was higher ($p < 0.001$) in males than in females (Figure 3).

Discussion

Both right and left kidneys of the lemur are uniformly bean-shaped resembling those of many species like dog (Ruberte and Sautet, 1998), rat (Hebel and Stromberg, 1976), and human (Netter, 1989). However, the left kidney is slightly flattened cranio-ventrally. The location of the kidneys is slightly different from that of the rhesus monkey (Hartman and Straus, 1971). We can summarize that the kidneys of *Eulemur Fulvus* are unified (cortex and medulla) and the collectors ducts are joined together in a papilla, as in the rat (Hebel and Stromberg, 1976). The difference consists of a lengthened papilla like the renal crest of the dog. On the other hand, contrary to the dog, there are no collateral recesses in the renal pelvis, which goes up in the medulla (Ruberte and Sautet, 1998).

We took echographic images of the kidneys of the brown lemur (*Eulemur Fulvus*) into account, characteristics like kidney surface area estimation (length x width), cortical thickness, diameters of renal arteries and power Doppler scores in a similar manner as described by Gaschen and Schuurman (Gaschen and Schuurman, 2001). In accordance with authors, we took width measurements by rotating the ultrasound head 90° to achieve the transverse view at the level of the renal hilus (Barr et al., 1990; Nyland et al., 1995).

To our knowledge, this is the first ultrasonographic study of the normal kidney in the brown lemur. The echogenicities of cortical and medullar parenchyma of lemur kidneys are comparable to those of the kidneys of mammals (Ruberte and Sautet, 1998) except humans - who have an hyperechoic renal sinus (Kedar et al., 1994). The fact that renal surface area increases significantly with increasing body weight is in agreement with previous studies on cynomolgus monkeys (*Macaca fascicularis*) (Gaschen et al., 2000; Taylor and Marks, 1990; Townsend et al., 1990). The shape and internal structures of the kidneys observed by echographic imaging were consistent with those obtained after dissection of kidneys. The left kidney volume was found to be smaller than that of the right in *Macaca fascicularis* (Gaschen et al., 2000). Although kidney volume was not measured in our study, kidney surface area in the lemur was not significantly different between left and right.

We obtained Doppler data on renal arterial diameters and renal arterial blood flows in anaesthetized *Eulemur Fulvus*. Power Doppler can be used to visualize small vessels with low amplitude flow better than colour Doppler (Bude et al., 1994; Hamper et al., 1997; Helenon et al., 1998). However, power Doppler is very sensitive to motion owing to the lower pulse repetition frequencies used in the system. In addition, due to the production of interferences coming from respiratory motion. For example, examination of the vessels of the renal cortex must be performed with an anaesthetic procedure that provides slower respiration. In this respect, the use of low dose ketamine is known to have no significant effect on systemic blood pressure or renal vasculature resistance (Rivers et al., 1997). Therefore, anaesthesia of the animals allowed us to obtain near accurate data on the renal arterial blood flow by power Doppler ultrasonography. Our results show that the speed of renal blood flow was significantly higher in males than in females. Similar findings were reported in rat (Wexler and Greenberg, 1978) and human (Wiinberg et al., 1995). There is an increasing interest on renal blood flow speed because of its predictive values in certain kidney problems. For instance, the diagnosis of renal allograft rejection has shown that decreases in renal cortical flow signals were significantly different for normal versus abnormal grafts (Lu et al., 1999; Sidhu et al., 1999).

In conclusion, Access to normal reference values is necessary to accurately assess kidneys in brown lemur. Studies on the normal conformation and structure of the kidney in the brown lemur could provide useful data for correct interpretation of echographic images during diagnosis and treatment of various diseases of the organ.

The kidney of *Eulemur Fulvus* can be examined accurately with ultrasound techniques under general anesthetic of short duration like ketamine sedation. Data obtained by the two-dimensional ultrasonography were consistent with those observed during kidney dissection. Morphologic parameters of the lemur kidney were comparable to those of rodents, particularly rats, with only a few exceptions such as the length of the renal papilla. Renal blood flow speed measured by power Doppler suggests differences between males and females. This should be taken into consideration during any diagnostic measurements related to renal problems.

Acknowledgements

The authors would be like to acknowledge Dr Marcel Vernes, stockbreeder of the lemurs – Aussillon, the members of the laboratory ‘Anatomie-Embryologie – Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse’, Dr Béatrice Lugardon, Dr

Audrey Nicolle and Brigitte Clavel of SCANVET Toulouse, the Department of Environmental protection, National Forestry Commission of Madagascar and Getachew Terefe for language assistance, valuable comments and suggestions without which this study would not have been possible.

References

- Anderson WI, Inhelder JL, and King NW Jr (1994): Spontaneous renal lymphosarcoma in a juvenile cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*). *J Med Primatol*; 23: 56-57.
- Barnett E and Morley P (1974): Abdominal echography. London: Butterworth.
- Barnett E and Morley P (1971): Ultrasound in the investigation of space-occupying lesions of the urinary tract. *Br. J Radiol*; 44: 733-742.
- Barr FJ, Holt PE, Gibbs C (1990): Ultrasonographic measurement of renal parameters. *J Small Anim Pract*; 31: 180-184.
- Bude RO, Robin JM, and Adler RS (1994): Power versus conventional color Doppler sonography: comparison in the depiction of normal intrarenal vasculature. *Radiology*; 190: 853-856.
- Bude RO and Rubin JM (1996): Power Doppler sonography. *Radiology*; 200: 21-23.
- Burrow CR (2000): Regulatory molecules in kidney development. *Pediatr Nephrol*; 14: 240-253.
- Everette AJ Jr, JB Brayton, Gary Novak, David Wight, Thomas K. Shehan, R Mitchell Bush and Roger C Sanders (1976): The use of diagnostic ultrasound in evaluation of the abdomen in primates with emphasis on the Rhesus Monkey (*Macaca Mulatta*). *J Med Primatol*; 5: 160-175.
- Gaschen L, Menninger K and Schuurman HJ (2000): Ultrasonography of the normal kidney in the cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*): morphologic and Doppler findings. *J Med Primatol*; 29: 76-84.
- Gaschen L and Schuurman HJ (2001): Renal allograft vasculopathy: ultrasound finding in a non-human primate model of chronic rejection. *Brit J Radiol*; 74: 411-419.
- Hamper UM, DeJong M, Caskey CI, Sheth S (1997): Power Doppler imaging: clinical experience and correlation with color Power Doppler US and over imaging modalities. *Radiographics*; 17: 499-513.
- Hartman CG and Straus WL (1971): The anatomy of the rhesus monkey. New York: Hafner.
- Hebel R and Stromberg MO (1976): Anatomy of the laboratory rat. Baltimore: Williams and Wilkens.
- Heissat F (2006): Thèse pour le Doctorat vétérinaire: Echographie abdominale des primates non humains: création d'un DVD video. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort.
- Helenon O, Correias JM, Chabriaais J, Boyer JC, Melki P, Moreau JF (1998): Renal vascular Doppler imaging: clinical benefits of power mode. *Radiographics*; 18: 1441-1454.
- Junge RE, Mehren KG, Meeham TP, Crawshaw GJ, Duncan MC, Gilula L, Gannon F, Finkel G, Whyte MP (1994): Periarticular hyperostosis and renal disease in six black lemurs of two family groups. *J Am Med Assoc*; 205: 1020-1029.
- Karger S (1972): Pathology of simian primates, Part I: General pathology. London: R.N. T-W-Fiennes.
- Karger S (1972): Pathology of simian primates, Part II: Infectious and parasitic diseases. London: R.N. T-W-Fiennes.
- Kedar RP, Collins CD, Corgrove DO (1994): Case report: cachexia of the kidney: a case of pseudo-hydronephrosis. *Br J Radiol* 67:596-598.
- Lu MD, Yin XY, Wan GS et al. (1999): Quantitative assessment of power Doppler mapping in the detection of renal allograft complications. *J Clin Ultrasound*; 27: 319-323.
- Lyons EA, Murphy AV and Arneil GC (1972): Sonar and its use in kidney disease in children. *Archs Dis*; 47: 777-785.
- Matsell DG, Mok A and Tarantal AF (2002): Altered primate glomerular development due to in utero urinary tract obstruction. *Kidney International*; 61: 1263-1269.
- Mulligan SA, Koslin DB, Berland LL (1992): Duplex evaluation of native renal vessels and renal allografts. *Semin Ultrasound CT MRI*; 13: 40-52.
- Netter FH: Atlas of human anatomy. Ciba Ceigy Corp: Japan, 1989.
- Nyland TG and Mattoon JS (2002): Small animal diagnostic ultrasound. 2nd ed. Philadelphia. WB Saunders.
- Nyland TG, Mattoon JS, Wisner ER (1995). Ultrasonography of the urinary tract and adrenal glands. In: Nyland TG, Mattoon JS, editors. Veterinary diagnostic ultrasound. Philadelphia, PA: WB Saunders.
- Rivers BJ, Walter PA, Letourneau JG, Finlay DE, Ritenour ER, King VL, O'Brien TD, Polzin DJ (1997): Duplex Doppler estimation of resistive index in arcuate of sedated, normal female dogs: implications for use in the diagnosis of renal failure. *J Am Anim Hosp Assoc*, 33: 69-76.
- Ruberte J and Sautet J (1998): Atlas d'Anatomie du chien et du chat. Abdomen, bassin et membre pelvien. Volume 3. Spain: Multimedica.
- Sidhu MK, Gambhir S, Jeffrey RB et al. (1999): Power Doppler imaging of acute renal transplant rejection. *J Clin Ultrasound*; 27: 171-175.
- Tarantal AF, Han VKM, Cochrum KC, Mok A, Dasilva M and Matsell DG (2001): Fetal rhesus monkey model of obstructive renal dysplasia. *Kidney International*; 59: 446-456.
- Taylor KJW and Marks WH (1990): Use of Doppler imaging for evaluation of dysfunction in renal allografts. *Am J Roentgenol*; 155: 536-537.

Townsend RR, Tomlanovich SJ, Goldstein RB, Filly RA (1990): Combined Doppler and morphologic sonographic evaluation of renal transplant rejection. *J Ultrasound Med*; 9: 199-206.
Wexler BC and Greenberg BP (1978): Pathophysiological differences between paired and communal breeding of male and female Sprague-Dawley rats. *Circ Res*; 42: 126-135.

Wiinberg N, Hoegholm A, Christensen HR, Bang LE, Mikkelsen KL, Nielsen PE, Svendsen TL, Kampmann JP, Madsen NH and Bentzon MW (1995): 24-h Ambulatory blood pressure in 352 normal Danish subjects, related to age and gender. *Am J Hypertens*; 8: 978-986.

Figure 1: Relationship of surface areas of left and right kidneys to sex in *Eulemur Fulvus*. n = 15. The histogram shows that there is no significant difference in values between kidneys, even if the left kidneys are smaller than the right and female kidneys are smaller than the male in general.

Figure 2: Relationship of body weight to kidney surface area in *Eulemur Fulvus*. n = 15. Left and right kidney surface areas increased significantly with increasing body weight ($P < 0.05$, Pearson correlation coefficient $r = 0.76$ for left kidney and $r = 0.86$ for right kidney).

Figure 3: Blood flow speed (meter/second) and diameter of the renal arteries (cm) in left and right kidneys of *Eulemur Fulvus* (n = 15): Diameters of the renal arteries were not found to be significantly different. Flow speed in male lemurs is more important than in females ($P < 0.001$) but is not significantly different between left and right kidneys. LK: Left Kidney, RK: Right Kidney.

Figure 4: Longitudinal section of formalin-fixed left kidney of the brown lemur. 1: Hilus of the kidney, 2: Fibrous capsule of the kidney, 3: Renal cortex, 4: Renal medulla, 5: Elongated papilla, 6: Renal pelvis. Arcuate arteries (bold black arrows).

Figure 5: Two-dimensional ultrasonography of right kidney in longitudinal (a) and transverse (b) sections. 1: Hilus of the kidney, 2: Fibrous capsule of the kidney, 3: Renal cortex, 4: Renal medulla, 5: Papilla.

Figure 6: Echodoppler of right kidney in longitudinal section. 1: Interlobar arteries and interlobar veins of the kidney .

Figure 7: Echodoppler imaging. 1: Aorta, 2: Renal artery.

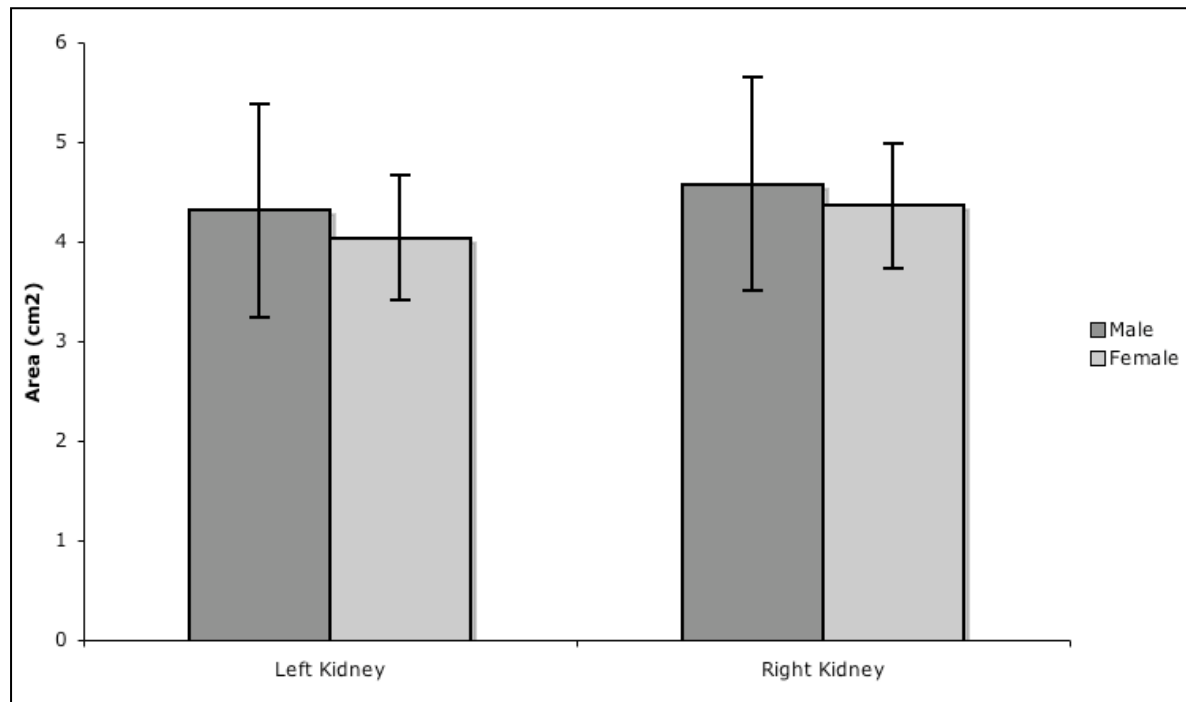


Figure 1

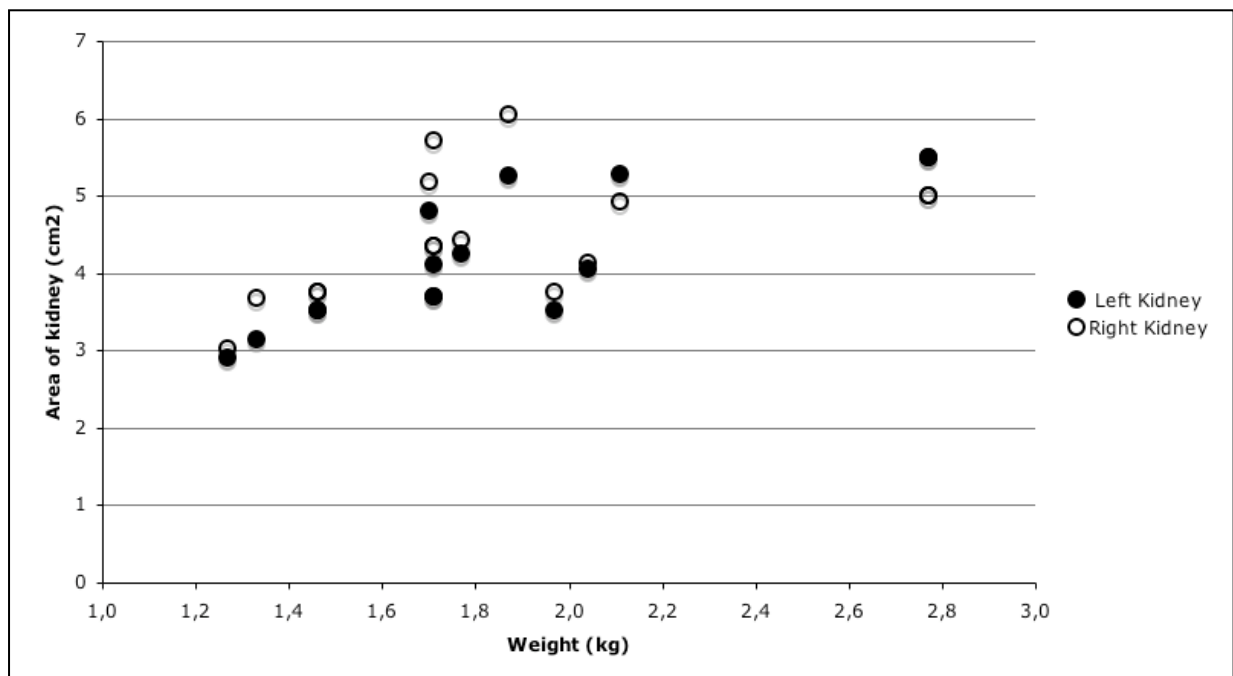


Figure 2

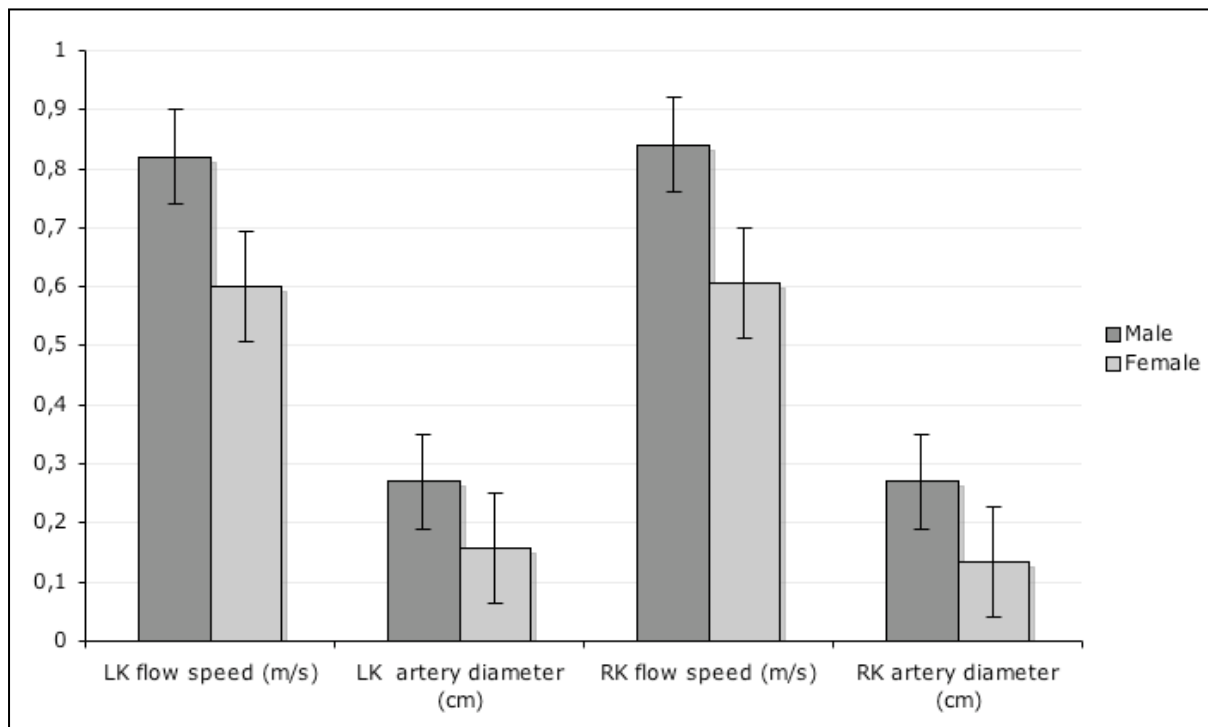


Figure 3

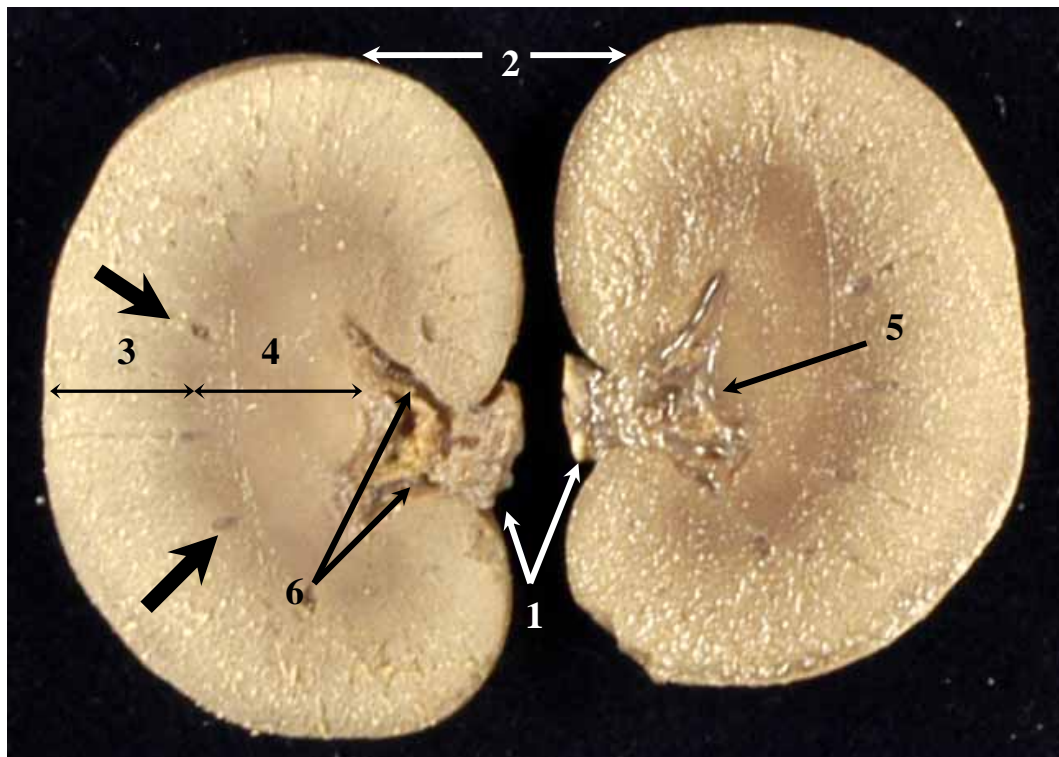


Figure 4

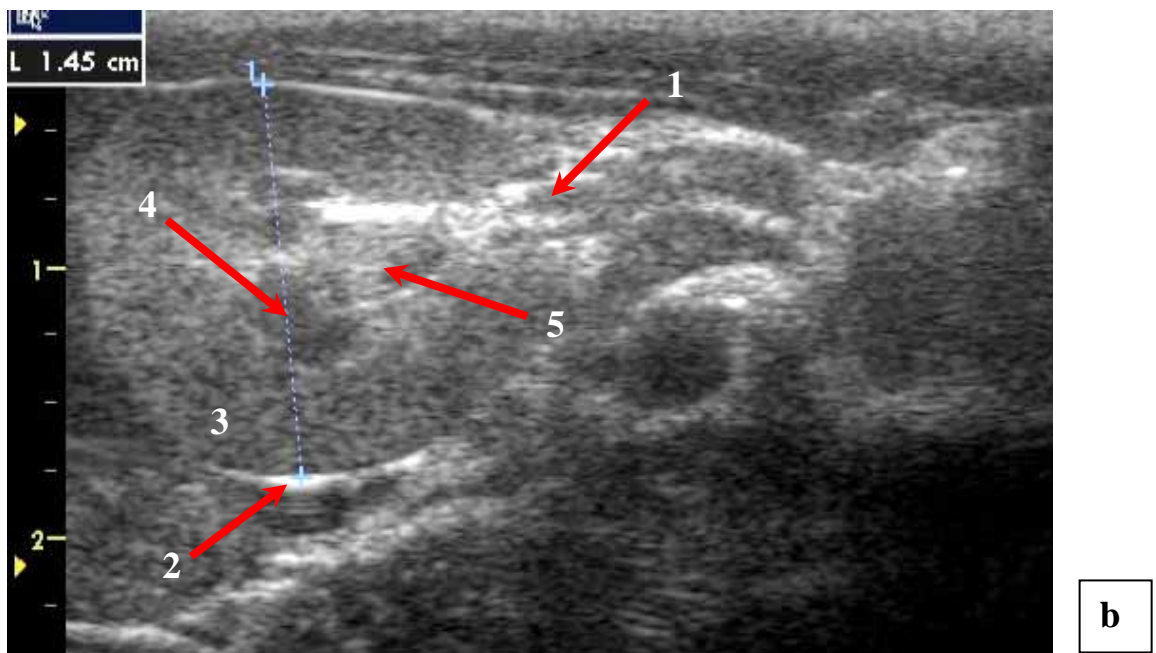
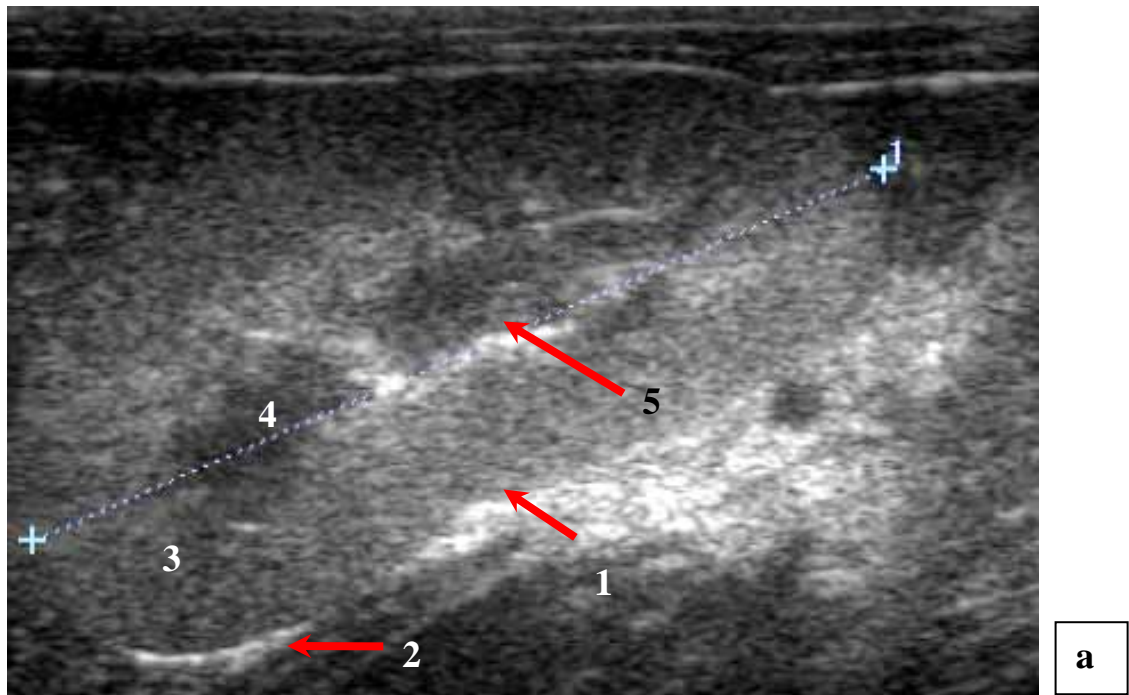


Figure 5

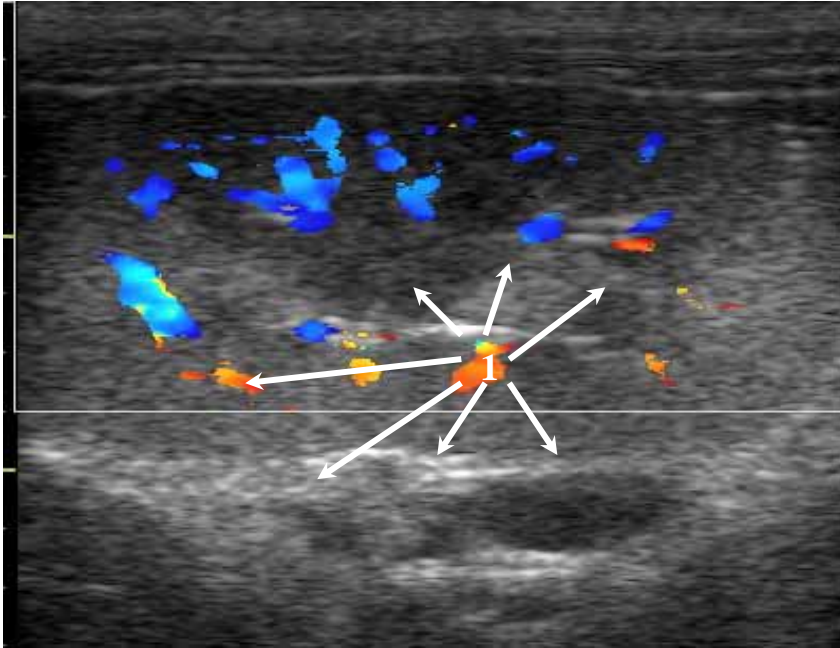


Figure 6

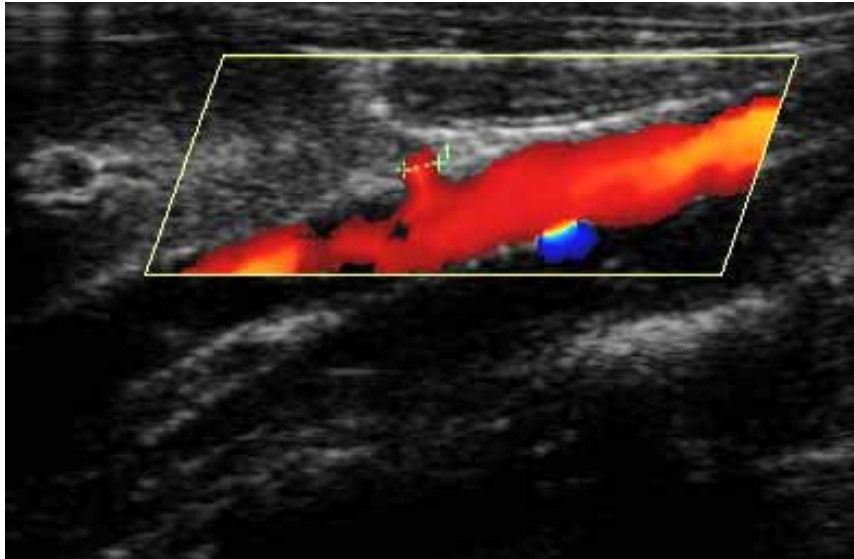


Figure 7

Normal echocardiography of brown lemur (*Eulemur fulvus*)

Echocardiographie normale chez le lémurien brun (*Eulemur fulvus*)

F. RAHARISON¹, G. MOGICATO², G. TEREFE³ AND J. SAUTET^{2*}

¹ Filière Vétérinaire - Faculté de Médecine - Université d'Antananarivo, B.P. 4, 101 Antananarivo,
Madagascar

² Anatomie - Embryologie, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 23 Chemin des Capelles, BP
87614, 31076 Toulouse cedex 3, France

³ Faculty of Veterinary Medicine, Department of Biomedical Sciences, P.O.Box. 34,
Debre-Zeit, Ethiopia

*Corresponding author: Email: j.sautet@envt.fr

SUMMARY

Cardiac ultrasound is a noninvasive technique that is commonly used to evaluate cardiac structure and function. There are no standard echocardiographic datas for the brown lemur (*Eulemur fulvus*), which is the most common and widespread type of this species on the island of Madagascar. These reference range values would nevertheless be useful in zoos, where echography is to become a top-grade diagnostic tool, for being non invasive. This study concerned 16 brown lemurs. After sedation, echographic examinations in two dimensionnal mode, M-Mode and Doppler mode were performed on the animals. The orientation of the heart is intermediate between that of animals possessing a clavicle and that of the animals which lack it. M-Mode, the fractional shortening (mean % Δ D), index of left ventricular performance, is 54.63 +/- 14.68 %. In Doppler mode, the mean aortic velocity is 0.99 +/- 0.21 m/s and the mean pulmonic flow velocity is 0.95 +/- 0.21 m/s. These echocardiographic values can serve as reference range values for further studies concerning the cardiac function in the brown lemur.

Keywords

Echocardiography, Lemurs, Heart anatomy, Doppler

Running title

Echocardiography in the brown lemur

RESUME

L'échocardiographie est une technique non invasive couramment utilisée pour évaluer la structure et la fonction cardiaques. Il n'existe aucune valeur de référence échocardiographique chez le lémurien brun (*Eulemur fulvus*), espèce la plus commune et la plus répandue sur l'île de Madagascar. Ces valeurs seraient pourtant utiles pour l'exercice de la médecine vétérinaire en parc zoologique, où l'échographie se révèle être un outil de diagnostic de premier choix car non invasif.

Cette étude a porté sur 16 lémuriens bruns. Après sédation des animaux, des échocardiographies ont été réalisées en modes bidimensionnel (BD), temps-mouvement (TM) et Doppler.

L'orientation du cœur du lémurien brun dans le thorax est intermédiaire entre celle des animaux possédant une clavicule et celle des animaux qui en sont dépourvus. En mode TM, la fraction de raccourcissement (FR%), indice de la fonction systolique ventriculaire gauche est égale en moyenne à 54.63 \pm 14.68 %. En examen Doppler, la vitesse aortique moyenne est de 0.99 \pm 0.21 m/s et la vitesse pulmonaire moyenne de 0.95 \pm 0.21 m/s.

Ces valeurs échocardiographiques peuvent servir de référence lors d'études ultérieures de la fonction cardiaque chez les lémuriens bruns.

Mots-clés

Échocardiographie, Lémuriens, Anatomie cœur, Doppler.

Titre courant

Échocardiographie du lémurien brun

Introduction

Les lémuriens, animaux endémiques de Madagascar, attirent beaucoup les touristes et présentent ainsi un double intérêt, zoologique et économique. Ce sont des animaux hautement protégés que l'on trouve dans tous les parcs nationaux malgaches. Actuellement, l'exercice de la médecine vétérinaire en parc zoologique demande l'utilisation de différents outils comme l'échographie qui peut apporter une aide précieuse au diagnostic. L'échocardiographie est une technique particulièrement adaptée pour apprécier des modifications du cœur et des gros vaisseaux et pour évaluer les répercussions hémodynamiques des dysfonctionnements cardiaques [8, 14, 34].

Les modes bidimensionnel (BD), temps-mouvement (TM) et Doppler sont les principales techniques utilisées de manière courante en échocardiographie. Le mode BD reconstitue le cœur en deux dimensions, l'organe étant coupé par un plan d'ultrasons. Le mode TM consiste à visualiser les mouvements des différentes structures cardiaques au cours du temps. Il permet d'effectuer une étude chiffrée de l'épaisseur et du diamètre des différentes structures cardiaques (parois, cuspidales, valvules et cavités,) et de la fonction cardiaque. L'examen en mode Doppler permet l'analyse précise des flux sanguins : leur vitesse, leur direction, leur caractère (turbulent ou laminaire) et leur durée. Il complète ainsi les informations fournies par l'échographie en modes BD et TM [6].

Parmi la cinquantaine d'espèces de lémuriens présentes à Madagascar, nous avons choisi le lémurien brun (*Eulemur Fulvus*) parce qu'il est le plus commun et le plus répandu sur l'île et qu'à notre connaissance, il n'existe pas de valeurs de référence échocardiographiques dans cette espèce. Par contre, ce genre d'étude a déjà été fait chez le macaque [20] avec des méthodes non invasives [19, 31, 35, 38] et invasives [9, 24, 27, 34]. C'est ainsi que certaines anomalies cardiaques congénitales ont pu être détectées chez le macaque [22]. L'échocardiographie est d'ailleurs une technique de référence chez de nombreuses espèces pour le diagnostic *in vivo* des affections cardiaques : homme [3], chien [6], chat [23], macaque [22], rat [7], etc.

Matériels et méthodes

Animaux

Seize lémuriens bruns (*Eulemur Fulvus*), issus d'un élevage privé à Aussillon (81200 France) répondant à la réglementation française, ont été utilisés. Ces animaux sont considérés comme sains car régulièrement suivis par un vétérinaire et ne

Echocardiographie du lémurien brun

présentant aucune anomalie à l'examen clinique et à l'échocardiographie.

Nous avons échographié neuf mâles et sept femelles d'un poids moyen de 1.83kg (de 1.27 à 2.77kg). Nous avons également bénéficié du prélèvement d'un cœur de lémurien brun provenant d'Antananarivo (Madagascar) avec l'autorisation du Ministère de l'Environnement des Eaux, et Forêts, Département de la Préservation de la Biodiversité. Fixé dans une solution de formaldéhyde, ce cœur a servi à la réalisation d'un examen anatomique préalable à l'étude échocardiographique : dissection pour l'observation de la morphologie interne et externe (Fig. 1) et pour la mise en évidence des particularités cardiaques du lémurien brun.

Anesthésie

Les lémuriens de cette étude ont été soumis à une diète hydrique de 12 heures avant les manipulations. La préparation du sujet commence par une anesthésie suivie d'une tonte large de la région thoracique. En effet, pour toute manipulation de lémuriens comme pour celle des primates non humains, l'anesthésie générale est indispensable pour la réalisation d'un examen échographique, [28, 33, 37]. Les animaux ont reçu une injection intramusculaire d'hydrochloride de kétamine (Clorketam 1000, Vétoquinol, Lure, France) à la dose de 10mg/kg. Cet anesthésique est celui qui est actuellement préconisé chez les primates [20].

Une fois les animaux anesthésiés, parmi les différentes positions utilisées chez les primates non humains [11, 12, 17], le décubitus latéral a été retenu pour l'examen échocardiographique.

Échocardiographie

Nous avons utilisé un appareil échographique portable, General Electric Ultrasound (VIVID – I, USA) avec une sonde de fréquence 7Mhz pendant toute l'échocardiographie. L'électrocardiogramme a toujours été effectué en même temps que l'examen échocardiographique. Les images en mode BD ont été obtenues essentiellement par les fenêtres parasternales droites qui ont permis d'effectuer des coupes « grand axe » « et petit axe » en tournant simplement de 90° le transducteur, positionné perpendiculairement à la paroi thoracique. Les coupes « grand axe » (Fig. 3) sont parallèles au grand axe du cœur c'est-à-dire de l'apex à la base du cœur. Les coupes « petit axe » sont perpendiculaires au grand axe du cœur (Fig. 2A et 2B).

La voie parasternale gauche a été surtout utilisée pour le mode Doppler.

En mode TM, les paramètres mesurés ont été les diamètres télédiastoliques et téléstistoliques des ventricules droit et gauche, les épaisseurs télédiastolique et téléstistolique du septum interventriculaire et de la paroi libre du ventricule gauche, l'épaisseur téléstistolique de la paroi libre du ventricule droit, et enfin, les diamètres de l'aorte et

de l'atrium gauche en télédiastole. Les mesures télédiastoliques sont réalisées au début de l'onde Q de l'électrocardiogramme. Les mesures télésystoliques, sont réalisées au moment de l'excursion maximale du septum vers la paroi libre du ventricule gauche [10]. Nous avons calculé la fraction de raccourcissement (FR) qui est l'indice de la fonction ventriculaire gauche le plus utilisé [10, 36]. $FR = (Dd - Ds) / Dd$ en %

En mode Doppler, la vitesse du flux sanguin dans l'aorte (VAo) et dans le tronc pulmonaire (VTp) ainsi que la vitesse du flux mitral correspondant aux remplissages protodiastolique (E) et présystolique (A) du ventricule gauche ont été mesurées.

À l'écran, les enregistrements en mode TM ou en mode Doppler pulsé, sont toujours accompagnés de l'image synchronisée correspondante en mode BD (Fig. 4 à 7).

Analyse statistique

Les résultats des mesures obtenues par échocardiographie ont été soumis à des tests de régression linéaire et d'analyse de variance pour voir s'il existait des différences liées à l'âge ou au sexe.

Résultats

Anatomie

Le cœur est situé dans un thorax horizontal et aplati dorso-ventralement. L'aire cardiaque se trouve entre la 3^e et la 6^e côte. La base du cœur est orientée dorso-crânialement et la pointe ventro-caudalement. La face auriculaire est située ventralement et la face atriale dorsalement (Fig. 1).

Le ventricule droit, moins puissant que le gauche se trouve à droite. Le ventricule gauche est bien tourné du côté gauche. L'atrium droit qui reçoit le sang de deux veines caves, une crâniale et une caudale, et le chasse à travers l'ostium atrio-ventriculaire dans le ventricule droit, est plus vaste que le gauche. L'atrium gauche, moins spacieux que le droit, reçoit le sang hématisé des veines pulmonaires et le chasse dans le ventricule gauche à travers l'ostium atrio-ventriculaire gauche. Cet orifice est muni d'une valve bicuspidée ou mitrale dont la cuspidée septale est beaucoup plus volumineuse que la cuspidée pariétale.

Une veine azygos droite débouche directement dans l'atrium droit, à côté de l'embouchure de la veine cave crâniale (Fig. 1).

Mesures échocardiographiques en mode TM.

Les mesures des parois ou des cavités des ventricules droit et gauche sont réalisées sur la coupe TM. Cette coupe est obtenue à partir de la coupe BD grand axe ou mieux petit axe transventriculaire d'abord, puis transmitrale par voie parasternale droite à partir de laquelle est positionné l'axe de tir TM. On peut observer 4 cavités (Fig. 2D) ou 5 cavités (Fig.3) en

Echocardiographie du lémurien brun

mode TM. Les différents paramètres mesurés sont rassemblés dans les tableaux 1 et 2. Les valeurs moyennes du diamètre interne télédiastolique (VDd = 0.30cm) et du diamètre interne télésystolique (VDs = 0.16cm) du ventricule droit ne sont pas très éloignées tandis que pour le ventricule gauche le diamètre en télédiastole est nettement plus grand qu'en télésystole (VGd = 1.25cm et VGs = 0.69cm). Le septum interventriculaire en systole est, de façon logique, plus épais qu'en diastole.

Les diamètres pour le calcul de la FR sont mesurés à partir de la coupe TM transventriculaire et la valeur de la FR est exprimée en %. Cette valeur est donnée par l'échographe. Chez nos lémuriers bruns, la FR se situe entre 36.36 et 78.60%.

Les diamètres de l'aorte (Ao) et de l'atrium gauche (AG) sont appréciés à partir du mode BD en coupe petit axe transaortique (Fig. 2C et 2D) en télédiastole ventriculaire. La valeur AG/Ao chez les animaux échographiés est comprise entre 0.70 et 1.07 (Valeur moyenne 0.81).

La fréquence cardiaque (FC) est comprise entre 157 et 318 battements par minute.

Examen Doppler

La vitesse du flux aortique (VAo) est obtenue par voie parasternale gauche. En mode Doppler pulsé, la courbe du flux aortique systolique est négative monophasique avec une descente et montée rapide (Fig. 7). En mode Doppler couleur, le flux aortique systolique est coloré en bleu car rétrograde (Fig. 8). La vitesse aortique moyenne est de 0.99 m/s (0,70 à 1,40 m/s).

La vitesse du flux pulmonaire (VTp), est obtenue par voie parasternale gauche ou droite. Il s'agit des coupes petit axe crânial gauche ou petit axe transaortique droit. Le flux pulmonaire est rétrograde, la courbe spectrale des vitesses est négative, monophasique (Fig. 6). La vitesse pulmonaire moyenne est de 0.95 m/s (0,6 à 1,36m/s).

Le flux mitral enregistré par voie apicale gauche est biphasique (E correspondant au remplissage protodiastolique passif du ventricule gauche, et A correspondant au remplissage présystolique actif du ventricule gauche). En mode Doppler pulsé, sur la courbe spectrale obtenue, ce flux a un aspect en M (Fig. 5). Les vitesses enregistrées de E (entre 0.64 et 1,44 m/s) et A (entre 0.48 et 1,08 m/s) sont séparées. En Doppler couleur, le flux mitral diastolique est coloré en rouge, il se dirige vers la sonde (Fig. 9). Le rapport E/A est supérieur à 1 dans 10 cas (5 mâles et 5 femelles) sur les 16 lémuriers. Pour les six autres cas, E et A sont fusionnées, E/A ne peut pas être calculé.

En systole, la courbe est plate car la vitesse est nulle, les feuillets mitraux sont fermés.

Analyse statistique

L'analyse statistique n'a pas permis de mettre en évidence sur nos animaux de différences significatives en fonction de l'âge et du sexe pour les différentes valeurs étudiées sur la fonction cardiaque.

Discussion

Anatomie du cœur

La connaissance anatomique est indispensable pour pouvoir interpréter correctement les images échographiques.

Le cœur est globuleux mais présente néanmoins un léger aplatissement dorso-ventral chez le lémurien brun. Le cœur droit est bien du côté droit et non situé crânialement comme chez les carnivores ; le cœur gauche est du côté gauche. Cette disposition est en rapport, comme chez tous les primates, avec la présence de clavicules [15] qui maintiennent les épaules écartées du plan médian et donnent sa forme aplatie dorso-ventralement au thorax. C'est pourquoi la face atriale du cœur est caudo-dorsale alors qu'elle est devenue franchement dorsale chez l'homme qui est bipède et qu'elle regarde à droite chez nos espèces domestiques quadrupèdes dépourvues de clavicules fonctionnelles [2, 29]. De même, la face auriculaire est ventro-crâniale alors qu'elle est tournée ventralement chez l'homme et regarde du côté gauche chez nos espèces domestiques. L'inégalité de taille entre les deux cuspidés de la valve mitrale n'avait jamais été mentionnée auparavant dans la littérature consacrée aux lémuriens.

Une seule veine cave crâniale est logiquement présente chez le lémurien brun, comme chez l'homme [26] et tous les mammifères autres que les rongeurs et les lagomorphes qui en possèdent deux [2, 16]. La veine azygos droite débouche plus caudalement que chez le chien [29], sur le plafond de l'atrium droit.

Echocardiographie

La diète hydrique de 12 heures préalable à l'examen échocardiographique, correspond à ce qui est préconisé chez les primates [28]. Ces animaux ne sont en effet pas réellement domestiques et potentiellement dangereux, ce qui implique des modalités particulières de contention sous anesthésie pour l'examen clinique et les examens complémentaires [17].

A notre connaissance, notre étude est la première à proposer des valeurs à partir de coupes échographiques en modes TM et Doppler chez les lémuriens brun (*Eulemur Fulvus*). Chez le macaque, *Macaca mulatta*, les valeurs échocardiographiques sont connues car cette espèce est utilisée pour la recherche et l'expérimentation dans le domaine cardiovasculaire chez l'homme [20]. Chez le chien

Echocardiographie du lémurien brun

[4, 25] et chez le chat [1, 23], ces valeurs ont été publiées, il y a quelques années.

Cependant, il faut tenir compte du fait que l'anesthésie à la kétamine peut, comme cela a déjà été prouvé dans d'autres espèces [18, 21], influencer sur certaines valeurs mesurées lors d'une échocardiographie.

En mode TM, les paramètres les plus utilisés chez le chien et le chat sont les diamètres télédiastolique et télésystolique du ventricule gauche, le diamètre télédiastolique du ventricule droit, les épaisseurs télédiastoliques du septum interventriculaire et de la paroi libre du ventricule gauche [21].

Cette étude montre que, certaines particularités relevées chez le lémurien brun, telles que la faible différence des diamètres internes ventriculaires droits en systole et en diastole, se retrouvent également chez le macaque [20].

Le rapport des diamètres de l'atrium gauche et de l'aorte (AG/Ao) pourrait être employé comme outil pour la détection des shunts intracardiaques chez le lémurien brun comme cela a déjà été fait chez l'homme [3].

Le flux mitral mesuré en mode Doppler pulsé (Fig. 5) montre que chez plus d'un tiers des animaux, E et A sont fusionnées (37,5%) (Fig. 4). Nous n'avons jamais noté de régurgitation mitrale, dysfonctionnement fréquent chez le chien [5] où il peut même être quantifié en mode Doppler [13, 32]. Il serait intéressant de rechercher quelle en est la fréquence chez le lémurien en captivité et en liberté, quand on sait qu'en captivité un lémurien brun vit en moyenne 20 ans contre 25 à 30 ans en liberté.

Le flux tricuspide n'a pas été mesuré pour des raisons de difficultés techniques. Il serait cependant intéressant de vérifier s'il existe une régurgitation tricuspide physiologique comme on la rencontre dans plus de 50% des cas chez l'homme et chez le chien et de vérifier l'influence de l'âge et celle des conditions de vie.

Le manque de différences statistiquement significatives pour les différentes valeurs mesurées sur la fonction cardiaque peut s'expliquer par la taille trop petite de l'échantillon.

A l'inverse, chez le rat, il existe une différence significative des valeurs échocardiographiques normales selon le sexe [7], ainsi, la masse moyenne du ventricule gauche chez la femelle est-elle inférieure à celle observée chez le mâle.

Cependant, il faut rappeler qu'en raison des difficultés à travailler sur des espèces protégées comme les lémuriens, le nombre d'observation reste relativement faible. Sur un nombre beaucoup plus élevé d'animaux, il serait peut-être possible de faire apparaître des différences liées au sexe ou à l'âge. En outre, il aurait aussi été intéressant d'évaluer la répétabilité des mesures en mode TM [21], comme cela est fait depuis longtemps chez l'homme [30], ce qui, pour des raisons évidentes des disponibilités des animaux, n'a pas été possible.

En conclusion, les avantages de l'examen échographique en parc zoologique sont évidents : examen non invasif et donc pouvant être réitéré, technique d'imagerie en temps réel et répétable, possibilité de mesure in situ des structures, facilité de la documentation et de la conservation des données, matériel portable et donc compatible avec l'exercice sur le terrain. Faut-il rappeler que c'est le moyen de référence chez toutes les autres espèces pour le diagnostique *in vivo* des affections cardiaques. Cette étude montre incontestablement que l'examen du cœur par échographie est une technique parfaitement réalisable chez le lémurien brun et qui mérite donc d'être développée à des fins d'applications en parcs zoologiques.

Remerciements

Les auteurs voudraient remercier vivement le Dr Marcel Vernes, éleveur des lémuriens (Aussillon 81), tous les membres du laboratoire d'Anatomie-Embryologie (Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse 31), et les membres de la société SCANVET (Toulouse 31) : le Dr Béatrice Lugardon, le Dr Audrey Nicolle et Mme Brigitte Clavel. Sans eux, ce travail n'aurait pas été possible. Nous tenons à remercier également à Madagascar le Ministère des Eaux et Forêts – Département de la Préservation de la Biodiversité.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. ALLEN D.G.: Echocardiographic study of the anesthetized cat. *Can. J. Comp. Med.*, 1982, **46**, 115-122.
2. BARONE R. : Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 5 : Angiologie, 904 pages, Vigot frères Editeurs, Paris, 1996)
3. BARRON J.V., SAHN D.J., VALDESCRUZ L.M., LIMA C.O., GRENADIER O., ALLEN H.D., GOLDBERG H.J.: Clinical utility of two-dimensional Doppler echocardiography techniques for estimating pulmonary to systemic flow ratios in children with left to right shunting, atrial septal defect, ventricular septal defect, and patent ductus arteriosus. *J. Am. Coll. Cardiol.*, 1988, **11**, 825-832.
4. BONAGURA J.D., O'GRADY M.R., HERRING D.S.: Echocardiography. Principles of interpretation. *Vet. Clin. North Am.*, 1985, **15**, 1177-1182.
5. CHETBOUL V., POUCHELON J.L., BONHOEFFER P. : L'examen Doppler cardiaque chez les carnivores domestiques. *Rec. Med. Vet.*, 1995, **171**, 799-818.
6. CHETBOUL V., POUCHELON J.L., TESSIER-VETZEL D., BUREAU-AMAGLIO S. : Echographie et Doppler du chien et du chat. Principes physiques de l'échocardiographie et de l'écho-Doppler, 454 pages, Edition Masson, Paris, 2005.
7. CITTADINI A., STROMER H., KATZ S.E., CLARK R., MOSES A.C., MORGAN N.P. : Differential cardiac effects of growth hormone and insulin-like growth factor-I in the rat: a combined in vivo and in vitro evaluation. *Circulation*, 1996, **93**, 800-809.
8. DOROSHOW J.H., LOCKER G.Y., MYERS C.E.: Experimental animal model of adriamycin cardiotoxicity. *Cancer Treat. Rep.*, 1979, **63**, 855-860.
9. ENGEL B.T. and TALAN M.J.: Diurnal pattern of hemodynamic performance in nonhuman primates. *Am. J. Physiol.*, 1987, **253**, 779-785.
10. FEIGENBAUM H.: Echocardiography (4^e éd.), 580 pages, Lea and Febiger, Philadelphia, 1986.
11. GASCHEN L., MENNINGER K., SCHUURMAN H.J.: Ultrasonography of the normal kidney in the cynomolgus monkey (*Macaca fascicularis*): morphologic and Doppler findings. *J. Med. Primatol.*, 2000, **29**, 76-84.
12. GASCHEN L., SCHUURMAN H.J.: Renal allograft vasculopathy: ultrasound finding in a non-human primate model of chronic rejection. *British Journal of Radiology*, 2001, **74**, 411-419.
13. GOUNI V, SERRES F.J., POUCHELON J.L., TISSIER R, LEFEBVRE H.P., NICOLLE A.P., SAMPEDRANO C.C., CHETBOUL V.: Qualification of mitral valve regurgitation in dogs with degenerative mitral valve disease by use of the proximal isovelocity surface area method. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 2007, **231**, 399-406.
14. HAIDER B., YEH C.K., THOMAS G., OLDEWURTEL H.A., LYONS M.M., REGAN T.J.: Altered myocardial function and collagen in diabetic rhesus monkeys on atherogenic diet. *Trans. Assoc. Am. Physicians*, 1978, **91**, 197-203.
15. HARTMAN C.G., STRAUS W.L.: The anatomy of the rhesus monkey, 378 pages, Hafner, New York, 1971.
16. HEBEL R. and STROMBERG M.O.: Anatomy of the laboratory rat, 173 pages, Williams and Wilkins, Baltimore, 1976.
17. HEISSAT F. : Echographie abdominale des primates non humains: création d'un DVD vidéo. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, 2006.
18. JACOBS G. and KNIGHT D.H.: Changes in M-mode echocardiography in cat given

- ketamine. *Am. J. Vet. Res.*, 1985, **46**: 712-717.
19. KAZAKOVA R.T., YURENEV A.P., KULAYEV B.S., NAZIN A.N., SHEVCHENKO Y.V.: Results of echocardiographic studies of resting *Macaca mulatta* monkeys. *Moscow Kosmicheskaya Biologiya I Aviakosmicheskaya Meditsine*, 1985, **19**, 121-125.
 20. KORCARZ C.E., PADRID P.A., SHROFF S.G., WEINERT L., LANG R.M. : Doppler echocardiographic reference values for healthy rhesus monkeys under ketamine hydrochloride sedation. *J. Med. Primatol.*, 1997, **26**, 287-298.
 21. LE BOBINNEC G. In HAROUTUNIAN G. : Echographie du chien et du chat: Enregistrement d'un échocardiogramme, incidences et coupes utilisées chez le chien et le chat, 232 pages, 93-110, Editons Vigot, Paris, 1995.
 22. MCCLURE H.M.: Pathology of the Rhesus monkey. In BOURN G.H.: The Rhesus monkey. 387 pages, 337-367, Academic Press ed., New York, 1975.
 23. MOISE N.S., DIETZE A.E., MEZZA L.E.: Echocardiography, electrocardiography, and radiography in cats with dilatation cardiomyopathy, hypertrophic cardiomyopathy and hyperthyroidism. *Am. J. Vet. Res.*, 1986, **47**, 1476-1488.
 24. MORITSUGU O., McNAMARA J., SUEHIRO G.T., SUEHIRO A., SUEAKO K.: The effects of thoracic aortic cross-clamping and declamping on visceral organ blood flow. *Ann. Surg.*, 1983, **197**, 459-463.
 25. MORRISON S.A., MOISE N.S., SCARLETT J.: Effect of breed and body weight on echocardiographic values in four breeds of dogs of different somatotype. *J. Vet. Int. Med.*, 1992, **6**, 220-224.
 26. NETTER F.H.: Atlas of human anatomy, 540 pages, Ciba Ceigy Corp.: Japan, 1989.
 27. NUSSMEIER N.A., BENTHUYSEN J.L., STEFFEY E.P., ANDERSON J.H., CARTENS E.E., EISELE J.H.: Cardiovascular, respiratory, and analgesic effects of fentanyl in unanesthetized Rhesus monkeys. *Anesth. Analg.*, 1991, **72**, 221-226.
 28. POPILSKIS S.J. and KOHN D.F.: Anesthesia and analgesia in nonhuman primates. In KOHN D.F., WIXSON S.K., White WJ Benson GJ, editors. Anesthesia and analgesia in laboratory animals. 467 pages, 233-255, Academic press. San Diego 1997.
 29. RUBERTE J., SAUTET J. : Atlas d'Anatomie du chien et du chat. Thorax et membre thoracique. Volume 2, 120 pages, Spain: Multimedica, 1997.
 30. SAHN D.J., DE MARIA A., KISSLO J., WEYMAN A.E.: Recommendations regarding quantitation in M-mode echocardiography: results of a survey of echocardiographic measurements. *Circulation*, 1978, **58**, 1072-1083.
 31. SWINDLE M.M., BLUM J.R., LIMA S.D., WEISS J.L.: Spontaneous mitral valve prolapse in a breeding colony of Rhesus monkeys. *Circulation*, 1985, **71**, 146-153.
 32. TESHIMA K., ASANO K., IWANAGA K., KOIE H., UECHI M., KATO Y., KUTARA K., KANNO N., SEKI M., EDAMURA K., HASEGAWA A., TANAKA S.: Evaluation of left ventricular Tei Index (Index of myocardial performance) in healthy dogs with mitral regurgitation. *J. Vet Med Sci*, 2007, **69**, 117-123.
 33. THORNTON S.M.: Primates. In: MEREDITH A., REDROBE S., BSAVA manual pf. exotic pets. 4th ed., 176 pages, 127-137, Gloucester 2002.
 34. TRAVERSO L.W. and GOMEZ R.R.: Shock prevention studies: Hemodynamic measurements after administration of aprotinin and/or heparin during pancreatic cell autotransplantation in the dog, pig, and monkey. *Ann. Surg.*, 1982, **195**, 479-485.
 35. WALLRABE D., WOLTER F., HEINE H., MARTIN G., URMANTSCHEEVA T., STORRER W.: The application of the Doppler echocardiography for the determination of prompt hemodynamic reactors in the Rhesus monkeys. *Zeit. Klin. Med.*, 1989, **44**, 483-492.
 36. WEYMAN A.E.: Cross-sectional Echocardiography. 278 pages, Lea and Febiger, Philadelphia, 1982.
 37. WILLIAMS C.V., GLENN K.M., LEVINE J.F., HORNE W.A.: Comparison of the efficacy and cardiorespiratory effects of medetomidine based anaesthetic protocols in ring-tailed lemurs (*Lemur Catta*). *J. of Zoo and Wildlife Med.*, 2002, **34**, 163-170.
 38. WILLIAMS J.K., ANTHONY M.S., CLARKSON T.B. : Coronary heart disease in Rhesus monkeys with diet-induced coronary artery atherosclerosis. *Arch. Pathol. Lab. Med.*, 1991, **115**, 784-790.

Paramètres	Numéro du lémurien															
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
Sexe	M	M	M	M	M	F	M	F	F	F	M	F	F	F	M	M
VDd (cm)	0,67	0,30	0,30	0,10	0,20	0,40	0,10	0,20	0,50	0,60	0,20	0,30	0,20	0,50	0,10	0,20
VDs (cm)	0,20	0,20	0,20	0,10	0,10	0,20	0,10	0,10	0,10	0,40	0,10	0,20	0,20	0,10	0,10	0,10
PVDs (cm)	0,20	0,20	0,30	0,20	0,30	0,20	0,20	0,40	0,20	0,30	0,30	0,20	0,50	0,20	0,20	0,30
VGd (cm)	1,07	1,37	1,04	1,27	1,26	1,27	0,88	1,41	1,29	1,76	1,27	1,43	1,22	1,29	0,88	1,26
VGs (cm)	0,55	0,79	0,50	0,44	0,60	0,67	0,53	0,89	0,79	1,11	0,76	0,82	0,69	0,79	0,53	0,60
FR %	49,00	77,80	52,11	44,30	52,50	47,13	42,86	36,36	73,30	69,70	40,23	41,56	78,60	73,30	42,90	52,50
SIVd (cm)	0,23	0,37	0,38	0,37	0,39	0,39	0,42	0,40	0,32	0,40	0,37	0,33	0,33	0,32	0,42	0,39
SIVs (cm)	0,54	0,58	0,58	0,47	0,57	0,66	0,66	0,56	0,47	0,53	0,48	0,53	0,47	0,47	0,66	0,57
SIV %	42,59	63,79	65,06	78,15	69,38	59,96	63,92	71,09	68,52	75,8	75,72	62	69,19	68,52	63,92	69,38
PVGd (cm)	0,22	0,36	0,47	0,42	0,53	0,42	0,46	0,46	0,23	0,27	0,39	0,38	0,42	0,23	0,46	0,53
PVGs (cm)	0,43	0,58	0,58	0,61	0,64	0,56	0,73	0,60	0,48	0,47	0,54	0,58	0,66	0,48	0,73	0,64
PVG %	51,16	62,06	79,96	69	82,91	76,21	62,46	75,74	48,54	57,8	72,96	65,58	63,92	48,54	62,46	82,91
Ao (cm)	0,67	0,88	0,73	0,91	0,90	0,90	0,86	0,91	0,80	0,82	0,89	0,84	0,82	0,80	0,86	0,90
AG (cm)	0,53	0,63	0,58	0,67	0,70	0,80	0,73	0,73	0,56	0,80	0,64	0,76	0,88	0,56	0,73	0,70
AG/Ao	0,79	0,70	0,78	0,74	0,77	0,88	0,86	0,80	0,70	0,99	0,72	0,90	1,07	0,70	0,86	0,77
VAo	0,70	1,40	1,14	0,74	0,90	0,99	1,17	1,08	0,70	0,88	1,17	1,07	1,13	0,70	1,17	0,90
VTp	0,60	0,99	0,72	0,70	0,80	0,93	1,14	1,14	0,79	1,03	1,12	1,08	1,36	0,79	1,14	0,80
E	0,78	1,39		0,76	0,76	1,01			0,64			0,80	1,44	0,64		0,76
A	0,74	1,08		0,65	0,74	0,59			0,48			0,78	0,90	0,48		0,74
FC	210	250	257	157	246	318	255	255	182	266	290	200	282	182	255	246
Poids (Kg)	1,27	1,7	1,33	1,87	1,71	1,77	2,77	1,71	1,46	2,11	1,6	2,04	1,97	1,46	2,77	1,71
Age	1	2	1	9	3	3	3	8	6	8	6	6	14	6	3	3

Tableau 1 : Mesures échocardiographiques en mode TM et examen en mode Doppler : valeurs brutes chez les lémuriens bruns (n = 16). Les cases grisées correspondent aux lémuriens pour lesquels E et A étaient fusionnées.

M : Mâle, **F :** Femelle, **VDd :** Diamètre interne télédiastolique du ventricule droit, **VDs :** Diamètre interne télésystolique du ventricule droit, **PVDs :** Epaisseur télésystolique de la paroi libre du ventricule droit, **VGd :** Diamètre interne télédiastolique du ventricule gauche, **VGs :** Diamètre interne télésystolique du ventricule gauche, **FR% :** Fraction de raccourcissement, **SIVd :** Epaisseur diastolique du septum interventriculaire, **SIVs :** Epaisseur systolique du septum interventriculaire, **SIV :** Septum interventriculaire, **PVGd :** Epaisseur diastolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVGs :** Epaisseur systolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVG :** Paroi libre ou postérieure du ventricule gauche, **FC :** Fréquence cardiaque, **Ao :** Aorte, **AG :** Atrium gauche, **VAo :** Vitesse du flux aortique, **VTp :** Vitesse du flux pulmonaire, **E :** Flux mitral correspondant au remplissage protodiastolique passif du ventricule gauche, **A :** Flux mitral correspondant au remplissage présystolique actif du ventricule gauche.

Paramètres	Sexe			
	M		F	
	Moyenne	Ecart type	Moyenne	Ecart type
VDd (cm)	0.24	0.18	0.39	0.16
VDs (cm)	0.13	0.05	0.19	0.11
PVDs (cm)	0.24	0.05	0.29	0.12
VGd (cm)	1.14	0.18	1.38	0.18
VGs (cm)	0.59	0.12	0.82	0.15
FR %	50.47	11.28	59.99	17.60
SIVd (cm)	0.37	0.06	0.36	0.04
SIVs (cm)	0.57	0.07	0.53	0.07
SIV %	65.77	10.17	67.87	5.37
PVGd (cm)	0.43	0.10	0.35	0.10
PVGs (cm)	0.61	0.09	0.55	0.07
PVG %	69.54	11.02	62.33	11.45
Ao (cm)	0.84	0.08	0.84	0.04
AG (cm)	0.66	0.07	0.73	0.12
AG/Ao	0.78	0.06	0.86	0.14
VAo	1.03	0.23	0.94	0.18
VTp	0.89	0.21	1.02	0.20
E	0.89	0.28	0.91	0.33
A	0.79	0.17	0.65	0.19
FC	240.67	37.41	240.71	53.34
Poids (Kg)	1.86	0.55	1.79	0.27
Age	3.44	2.55	7.29	3.40

Tableau 2 : Mesures échocardiographiques en mode TM et examen en mode Doppler : moyennes et écarts types correspondant, en fonction du sexe chez les lémuriens bruns (n = 16).

M : Mâle, **F** : Femelle, **VDd** : Diamètre interne télédiastolique du ventricule droit, **VDs** : Diamètre interne télésystolique du ventricule droit, **PVDs** : Epaisseur télésystolique de la paroi libre du ventricule droit, **VGd** : Diamètre interne télédiastolique du ventricule gauche, **VGs** : Diamètre interne télésystolique du ventricule gauche, **FR%** : Fraction de raccourcissement, **SIVd** : Epaisseur diastolique du septum interventriculaire, **SIVs** : Epaisseur systolique du septum interventriculaire, **SIV** : Septum interventriculaire, **PVGd** : Epaisseur diastolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVGs** : Epaisseur systolique de la paroi libre du ventricule gauche, **PVG** : Paroi libre ou postérieure du ventricule gauche, **FC** : Fréquence cardiaque, **Ao** : Aorte, **AG** : Atrium gauche, **VAo** : Vitesse du flux aortique, **VTp** : Vitesse du flux pulmonaire, **E** : Flux mitral correspondant au remplissage protodiastolique passif du ventricule gauche, **A** : Flux mitral correspondant au remplissage présystolique actif du ventricule gauche.

Légendes des Figures

Figure 1 : Cœur de lémurien brun, vue caudo-dorsale. **AD** : Atrium droit, **AG** : Atrium gauche, **APD** : Artère pulmonaire droite, **APG** : Artère pulmonaire gauche, **Ao** : Aorte, **TP** : Tronc pulmonaire, **VD** : Ventricule droit, **VG** : Ventricule gauche, **VAzD** : Veine azygos droite, **VCcd** : Veine cave caudale, **VCcr** : Veine cave crâniale, **VvP** : Veines pulmonaires.

Figure 2 : Coupe petit axe transaortique par voie parasternale droite

- A.** Incidence du faisceau
- B.** Coupe schématique correspondant au faisceau incident
- C.** Coupe anatomique correspondant au faisceau incident
- D.** Image échographique correspondant à la coupe anatomique (**AD** : Atrium droit, **AG** : Atrium gauche, **Ao** : Aorte, **T** : Tricuspid, **TP** : Tronc pulmonaire, **VD** : Ventricule droit, **VG** : Ventricule gauche)

Figure 3 : Coupe longitudinale avec 5 cavités par voie parasternale droite.

AD : Atrium droit, **AG** : Atrium gauche, **Ao** : Aorte, **AP** : Artère pulmonaire, **VG** : Ventricule gauche, **SIV** : Septum interventriculaire.

Figure 4 : Flux mitral enregistré en mode Doppler pulsé par voie parasternale gauche. Les ondes E et A sont fusionnées.

Figure 5 : Flux mitral normal enregistré en mode Doppler pulsé par voie parasternale gauche. Les ondes E et A sont séparées, elles dessinent un M.

Figure 6 : Vitesse du flux pulmonaire enregistré en mode Doppler pulsé, à partir de la coupe BD par petit axe transaortique modifiée par voie parasternale droite.

Figure 7 : Vitesse du flux aortique enregistré en mode Doppler pulsé, à partir de la coupe BD par voie parasternale gauche.

Figure 8 : Ejection aortique en Doppler couleur, à partir de la coupe BD longitudinale avec les 5 cavités par voie parasternale gauche.

Codage du flux éjectionnel ventriculaire gauche : le flux est en bleu car rétrograde (dirigé du ventricule gauche vers l'aorte, donc s'éloignant la sonde).

Figure 9 : Ejection mitrale en Doppler couleur, à partir de la coupe BD longitudinale avec 5 cavités par voie parasternale gauche.

Codage du flux diastolique d'éjection atriale à travers la valve mitrale. Le flux est rouge car antérograde : le flux est dirigé vers la sonde (depuis l'atrium vers le ventricule gauche).

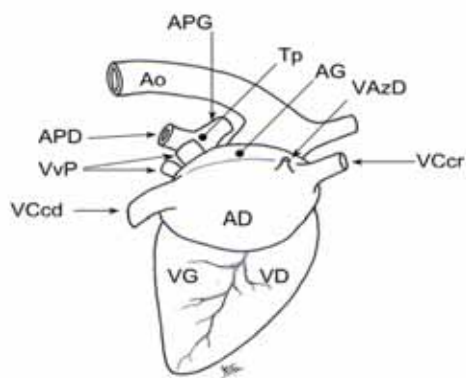


Figure 1



Figure 2A

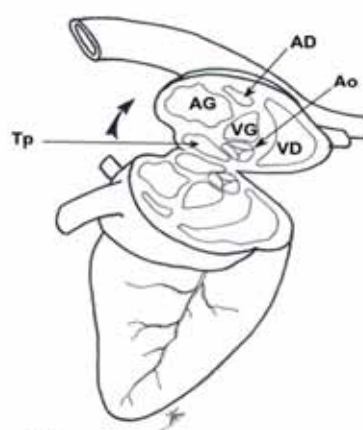


Figure 2B

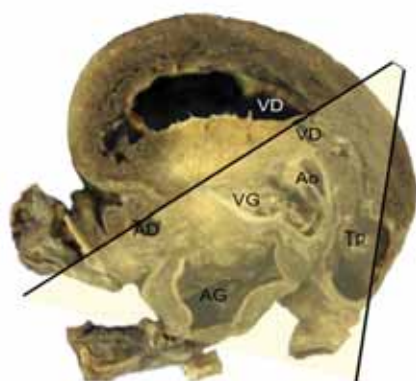
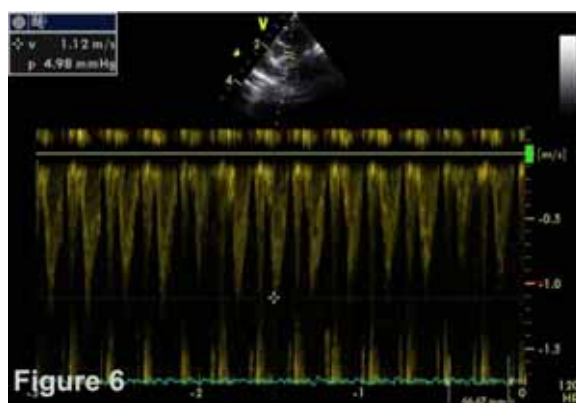
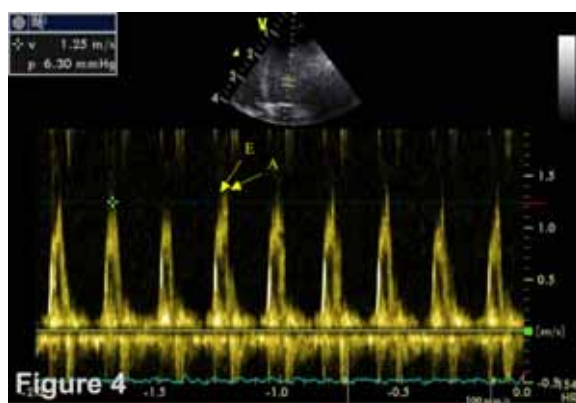
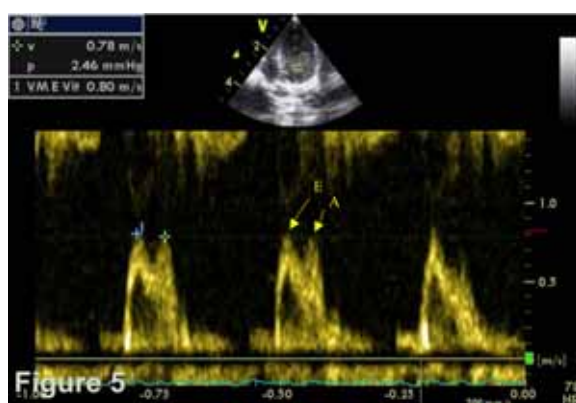
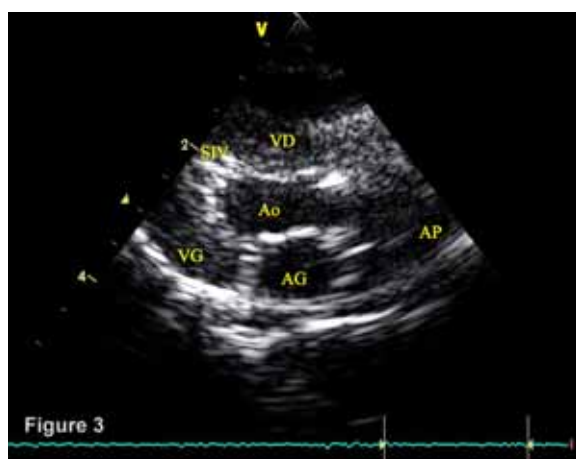


Figure 2C



Figure 2D



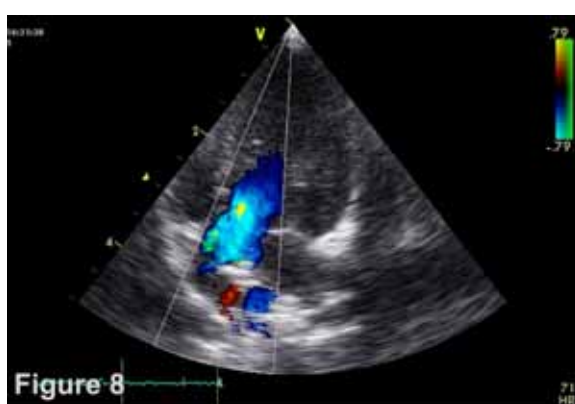
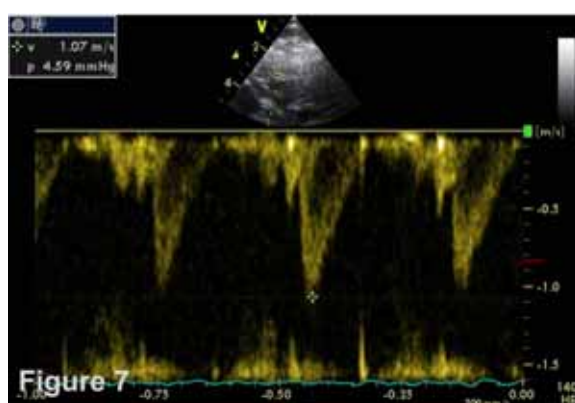


TABLE DES MATIERES : PLAN DETAILLE

RESUME	6
SOMMAIRE	8
LISTE DES ILLUSTRATIONS	9
TABLEAUX	9
FIGURES	10
LISTE DES ABREVIATIONS	14
INTRODUCTION	16
CHAPITRE 1 : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	18
I. LEMURIENS : PRESENTATION GENERALE	19
I.A. Classification :	19
• Les prosimiens dans l'ordre des Primates	20
• Le Lémur brun (<i>Eulemur fulvus</i>) en particulier	21
I.B. Situation géographique :	22
• <i>Lemur catta</i>	24
• <i>Lemur coronatus</i>	24
• <i>Microcebus murinus</i>	24
• <i>Lemur macaco</i>	24
• <i>Daubentonia madagascariensis</i>	25
• <i>Propithecus verreauxi</i>	25
• <i>Varecia variegata</i>	25
I.C. Biologie des lémuriens	26
• I.C.1. Comportement général	26
• I.C.2. Alimentation	27
• I.C.3. Reproduction	27
II. LEMURIENS : ANATOMIE GENERALE	29
II.A. APPAREIL LOCOMOTEUR	29
• II.A.1. Ostéologie	30
• II.A.2. Arthrologie	34
• II.A.3. Myologie	35
II.B. SPLANCHNOLOGIE	36
• II.B.1. Appareil digestif	36
• II.B.2. Appareil respiratoire	38
• II.B.3. Appareil urinaire	39
• II.B.4. Appareil génital	39
• II.B.5. Système cardio-vasculaire	41
• II.B.6. Système nerveux et organes des sens	41

III. IMAGERIE MEDICALE :	43
III.A. UTILISATION DES RAYONS X CHEZ LES LEMURIENS	43
• III.A.1. Généralités sur les rayons x et utilisation de la radiographie chez les lémuriens	43
• III.A.2. Apports de la tomodensitométrie (Scanner) chez les lémuriens	44
III.A.2.1. Principes de la tomodensitométrie	44
III.A.2.2. Caractéristiques des images	45
III.A.1.3. Dangers	46
III.A.1.4. Logistique	46
III.A.1.5. Points forts	47
III.A.1.6. Limitations	47
III.B. UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE CHEZ LES LEMURIENS	47
• III.B.1. Principes généraux de l'échographie	48
• III.B.2. Les différents types de sondes	49
• III.B.3. Echocardiographie et écho-Doppler	49
III.B.3.1. L'échocardiographie	50
III.B.3.2. L'écho-Doppler	51
• III.B.4. Applications en parc zoologique	53
• III.B.5. Echographie de plusieurs organes chez les lémuriens :	54
III.B.5.1. Echographie du foie	54
III.B.5.2. Echographie du tube digestif	55
III.B.5.3. Echographie de la rate	57
III.B.5.4. Echographie l'appareil uro-genital	58
III.B.5.4. Echocardiographie	61
 CHAPITRE 2 : ETUDE EXPERIMENTALE	 62
I. MATERIELS ET METHODES :	63
I.A. ANIMAUX	63
I.B. PREPARATION DU SQUELETTE	64
I.C. DISSECTIONS	65
I.D. COUPES TOPOGRAPHIQUES	65
I.E. COUPES TOMODENSITOMETRIQUES (SCANNER)	67
I.F. ANESTHESIE	68
I.G. ECHOGRAPHIES	69
• I.G.1. Echographie des reins	69
• I.G.2. Echographie du cœur	70
• I.H.3. Echographie des autres organes	71
 II. RESULTATS :	 73
II.A. OSTEOLOGIE	73
• II.A.1. Squelette axial	73
• II.A.2. Squelette appendiculaire	80
II.A.2.1. Ceinture et membre thoracique	80
II.A.2.2. Ceinture et membre pelvien	83

II.B. RESULTATS DES DISSECTIONS	87
• I.B.1. Appareil digestif	87
• II.B.2. Appareil respiratoire	88
• II.B.3. Appareil urinaire	90
• II.B.4. Appareil génital	91
• II.B.5. Système cardio-vasculaire	92
II.C. RESULTATS DES COUPES ANATOMIQUES	106
II.D. RESULTATS DES COUPES TOMODENSITOMETRIQUES (SCANNER)	107
II.E. RESULTATS DES ECHOGRAPHIES	220
• II.E.1. Echographie des reins	220
II.E.1.1. Mode Bidimensionnel	220
II.E.1.2. Echo Doppler	223
• II.E.2. Echographie du cœur	225
II.E.2.1. Mesures échocardiographiques en Mode TM	225
II.E.2.2. Examen Doppler	228
• II.E.3. Echographie des autres organes	232
II.E.3.1. Echographie des glandes surrénales	232
II.E.3.2. Echographie de la rate	234
II.E.3.3. Echographie du foie	234
II.E.3.4. Echographie de la vessie	235
II.E.3.5. Echographie de la prostate	235
II.E.3.6. Echographie du tube digestif	236
 CHAPITRE 3 : DISCUSSION	 238
I. DISCUSSION SUR LE MATERIEL ET LES METHODES :	239
I.A. ANIMAUX	239
I.B. ANESTHESIE	239
I.C. PREPARATION DU SQUELETTE	240
I.D. COUPES ANATOMIQUES	240
I.E. COUPES TOMODENSITOMETRIQUES	241
I.F. ECHOGRAPHIES	241
II. DISCUSSION SUR LES RESULTATS :	242
II.A. LE SQUELETTE	242
• II.A.1. Le squelette axial	242
• II.A.2. Le squelette appendiculaire	242
II.B. LE COU	243

II.C. LE THORAX	244
• II.C.1. Forme du thorax	244
• II.C.2. Le cœur	244
II.D. LES POUMONS ET LES BRONCHES	246
II.E. L'ABDOMEN	247
• II.E.1. L'appareil digestif	247
• II.E.2. Le rein	248
II.F. LE BASSIN	249
CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	251
REFERENCES URL	254
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	255
ANNEXES	273
ANNEXE 1 : ANGAP	274
ANNEXE 2 : PARCS ET RESERVES NATURELLES MALGACHES	276
ANNEXE 3 : LETTRES DE RECOMMANDATIONS	277
ANNEXE 4 : DONS DES LEMURIENS	279
ANNEXE 5 : DEMANDE D'AUTORISATION D'EXPORTATION	280
ANNEXE 6 : CERTIFICAT SANITAIRE	281
ANNEXE 7 : AUTORISATION DE RECHERCHE DE RAHARISON	282
ANNEXE 8 : CITES DELIVRE PAR MADAGASCAR	283
ANNEXE 9 : CITES DELIVRE PAR LA FRANCE	284
ANNEXE 10 : IMPORTATION LEMURIENS DELIVRE PAR LA FRANCE	285
ANNEXE 11 : ARTICLES SUR L'ECHOGRAPHIE DU CŒUR ET DES REINS CHEZ LES LEMURIENS BRUNS (EULEMUR FULVUS).	289
TABLE DE MATIERE (PLAN DETAILLE)	313

ANNEE : 2008

NOM : RAHARISON

PRENOMS : Fidiniaina Sahondra Vololona

RESUME

L'objectif de notre étude est d'élaborer un document de référence mettant en relation l'anatomie, l'imagerie et la clinique du lémurien brun (*Eulemur fulvus*) et débouchant sur des mesures échographiques normales des reins et du cœur.

Les études anatomique et tomodensitométrique ont été effectuées sur deux lémuriens et l'étude échographique sous différents modes sur 16 animaux après anesthésie.

Les coupes anatomiques et tomodensitométriques nous ont permis de préciser la position et la conformation des organes *in situ*.

L'échographie Doppler a montré, pour le cœur, une vitesse aortique moyenne de 0,99 m/s et une vitesse pulmonaire de 0,95 m/s. Pour le rein, la vitesse sanguine est plus élevée chez le mâle. Enfin anatomiquement les reins du lémurien brun sont comparables à ceux du rat mais avec une papille allongée.

En conclusion, l'échographie est parfaitement envisageable cliniquement en parcs zoologiques. Des précisions d'ordre anatomique et topographique mériteraient d'être apportées par l'utilisation de l'IRM.

Mots clés: *Eulemur fulvus*, Anatomie, Echographie, Scanner, Vascularisation, Rein, Cœur, Doppler.

ABSTRACT

The objective of our study is to prepare a reference document connecting the anatomy, the imagery and the medical observations of the brown lemur (*Eulemur fulvus*) leading on to normal ultrasound measurements of the kidneys and heart. The anatomical and tomodensitometric studies were carried out on two lemurs and the ultrasound study under various modes on 16 animals after anaesthetising.

The anatomical and tomodensitometric sections enabled us to specify precisely the position and the structures of the organs *in situ*.

Doppler ultrasound showed, for the heart, an average aortic speed of 0,99 m/s and a pulmonary speed of 0,95 m/s. For the kidneys, blood speed is higher in the male. Finally anatomically the kidneys of the brown lemur are comparable with those of the rat but with a lengthened papilla.

In conclusion, ultrasound is quite feasible clinically in zoo. Precise details of an anatomical and topographic nature would benefit by the use of MRI(Magnetic Resonance Imaging).

Key words: *Eulemur fulvus*, Anatomy, Ultrasound, Scanner, Vascularisation, Kidney, Heart, Doppler.